

ANNALES DE PARASITOLOGIE

HUMAINE ET COMPARÉE

TOME VII

1^{er} MARS 1929

N° 2

MÉMOIRES ORIGINAUX

PENICILLIUM BERTAI (1) n. sp.

AGENT D'UNE MYCOSE BRONCHO-PULMONAIRE DE L'HOMME

Par R.-V. TALICE et J.-E. MACKINNON

La bibliographie de la question de mycoses pulmonaires est considérable, mais parmi les nombreux cas publiés il y en a certainement très peu qui résistent à une critique sévère, et même dans les cas qu'on peut considérer comme de vraies mycoses pulmonaires, rarement on a fait l'étude complète du champignon parasite et sa détermination.

Le cas qui fait l'objet de notre communication a été soigneusement étudié ; un champignon en a été isolé et déterminé. La constance avec laquelle ce champignon s'est révélé dans les crachats et les cultures nous permet de croire à son rôle pathogène. Ce cas nous semble d'autant plus intéressant qu'il s'agit d'un *Penicillium* et que les mycoses pulmonaires produites par des champignons de ce genre sont très rares et très mal connues.

Nous n'avons trouvé dans la littérature médicale que 4 cas de mycoses pulmonaires réelles provoquées par des *Penicillium*. Il y a d'abord le cas de Giordano, en 1918, avec constatation des spores et des filaments dans plusieurs examens directs de crachats récoltés après lavages soigneux de la cavité buccale. La culture lui a permis d'identifier le parasite ; c'est le *Penicillium glaucum* Link

(1) Nous dédions cette espèce au Dr A. Berta, l'éminent directeur de l'Institut d'Hygiène de Montévidéo.

(= *P. crustaceum* Linné, 1763), dont le pouvoir pathogène a été démontré par l'inoculation intraveineuse à un lapin.

Le deuxième cas a été publié la même année par Castellani, mais la détermination de l'espèce n'a pas été donnée.

Le troisième cas est celui de Pezzali (1921). Cet auteur a trouvé des conidies à l'examen direct des crachats du malade et à l'autopsie un abondant mycélium sur la paroi des bronches. Il n'a pas fait la détermination de l'espèce.

Le quatrième cas appartient à Xalabarder (1927), qui a isolé des crachats d'un malade deux variétés de *Penicillium* d'espèce indéterminée. Les cultures ont été obtenues soit avec les crachats soit avec le produit d'une ponction pulmonaire faite au niveau d'une lésion révélée par la radiographie.

Le parasitisme des *Penicillium* semble assez rare dans les voies respiratoires de l'homme, même dans le cas des lésions cavitaires puisque Artault (1898), sur 21 autopsies de tuberculeux, n'a trouvé qu'une fois le *Penicillium glaucum* Link (= *P. crustaceum* Linné, 1763), et Redaelli (1925), sur 12 autopsies, a trouvé une seule fois dans une caverne deux variétés de *Penicillium*. Ces deux auteurs pensent d'ailleurs que ce champignon n'a exercé aucune action pathogène.

Dans notre cas, il s'agissait d'un malade de 58 ans, Italien, habitant l'Uruguay depuis plusieurs années. Le malade a été examiné et traité par notre collègue le Dr Petrocelli, dans l'hôpital Maciel de Montevideo. Il présentait des signes de pseudo-tuberculose pulmonaire chronique, avec une toux et une expectoration très pénibles. Malgré des recherches répétées on ne put trouver de bacilles acido-résistants dans les crachats, mais on constata sur les radiographies l'existence d'une curieuse image pulmonaire à contours géométriques.

Sur la demande de notre collègue, nous avons fait l'examen de ces crachats à trois reprises, à 10 à 12 jours d'intervalle. Le malade avait fait le jour précédent de soigneux lavages buccaux avec des antiseptiques alcalins. Au laboratoire, le malade a expectoré en notre présence après de nouveaux lavages de bouche. Le résultat de notre examen a été le même les trois fois. Les crachats présentaient des petits grumeaux purulents, grisâtres ou rougeâtres, qui au microscope se montraient formés par des agglomérations des filaments mycéliens. Dans quelques préparations nous avons vu des spores isolées ou groupées. Jamais il n'a été possible de trouver le bacille tuberculeux. L'inoculation intrapéritonéale des crachats au lapin et au cobaye est restée sans résultat; cette expérience a démontré en même temps qu'il ne s'agissait pas d'une tuberculose associée.

Les ensemencements des particules de crachats sur différents milieux et dans une grande quantité de tubes ont été toujours positifs. Sur Raulin nous avons obtenu au premier ensemencement des cultures presque pures d'un *Penicillium*.

Le liquide de Raulin, par sa réaction fortement acide, est très commode pour isoler les champignons des crachats et de tous les exsudats infectés par des microbes. En effet, la propriété des champignons de s'adapter à des milieux très acides est bien connue. Nous avons pu constater en 1925, en faisant des recherches sur l'influence de la réaction du milieu dans les cultures des champignons parasites, que plusieurs *Penicillium* peuvent se développer en proportion sensiblement égale sur des tubes de milieu de Sabouraud dont le pH variait de pH 2,2 à pH 10.

I. Etude du *Penicillium* isolé

Milieux de cultures employés. — Le genre *Penicillium* renferme un nombre considérable d'espèces, la plupart répandues partout dans la nature. Ces champignons sont encore très incomplètement connus, car il n'existe qu'un petit nombre de monographies consacrées à ce groupe et encore n'intéressent-elles que des espèces rencontrées en Europe ou dans l'Amérique du Nord. La plus complète de ces monographies est certainement celle de Biourge qui renferme un grand nombre de planches en couleurs montrant les aspects que prennent les cultures sur les divers milieux employés systématiquement par l'auteur. Nous avons donc pensé que pour déterminer notre *Penicillium* le mieux était de suivre la méthode de Biourge, d'employer les milieux préconisés par cet auteur et de comparer les cultures avec ses planches. Nous allons donner une brève description de ces milieux dont la composition diffère de celle des milieux classiques :

1° *Raulin neutre de Dierckx*. Ce milieu ne contient que la quantité nécessaire d'acide tartrique pour dissoudre le carbonate de magnésie du milieu de Raulin. En voici la formule :

a) Dissoudre 0 gr., 71 d'acide tartrique et 0 gr., 40 de carbonate de magnésie dans de l'eau distillée de manière à avoir finalement 100 cm³ exactement.

b) Dans un ballon gradué d'un litre, contenant 800-900 cm³ d'eau distillée, dissoudre :

saccharose, 46,6 ;

nitrate d'ammonium, 2,66 ;

phosphate d'ammonium, 0 gr., 40 ;

carbonate de potassium, 0 gr., 40 ;

sulfate d'ammonium, 0 gr., 16 ;

sulfate de zinc, 0 gr., 04 ;

sulfate ferreux, 0 gr., 04.

Après dissolution, ajouter 66-67 cm³ de la solution de tartrate de magnésie et compléter jusqu'au trait.

c) Gélatiniser à 10 p. 100. Stériliser comme d'habitude.

2° *Bouillon gélatiné*. Le bouillon de viande des bactériologistes est neutralisé au papier de tournesol très sensible et on y ajoute 3 p. 100 de glycérine, 5 p. 100 de saccharose et 10 p. 100 de gélatine.

Biourge dit avec raison que « sur ce milieu les cultures vieillissent beaucoup plus rapidement que sur les autres....., la couleur des spores atteint plus tôt les tons olives ou bruns de la fin des végétations..... ».

3° *Moût de bière*. On chauffe le moût dans un ballon à 120° pendant 15 minutes. On filtre, puis on ajoute 10 p. 100 de gélatine et 1,5 p. 100 de gélose. Après dissolution, on distribue dans des tubes, on stérilise pendant 20 minutes à 110°, puis on incline les tubes.

4° *Pain*. On emploie du pain rassis de deux jours dont on coupe la mie en tranches d'un centimètre d'épaisseur. On stérilise en boîtes de Pétri.

5° La *pomme de terre* et les *milieux de Sabouraud* sont préparés suivant les procédés classiques.

II. Description des cultures

Pour désigner les teintes des colonies indiquées dans notre description, nous nous sommes servis des deux codes des couleurs :

1° SACCARDO, *Chromotaxia seu nomenclator colorum*, Patavii, 1891.

2° KLINCKSIECK et VALETTE, *Code des couleurs*, Paris, 1908.

I. Raulin neutre de Dierckx, gélatiné à 10 p. 100

Culture à la température ordinaire en tubes inclinés.

a. — *Culture en piqure*. Le 2° jour on voit une colonie blanche de 3 mm., de couleur jaune (*sulphureus* 25, Saccardo) au centre. Le 4° jour la colonie beaucoup plus grande a pris une couleur verte (*glaucus* 38, Saccardo) ; le revers est jaune (*sulphureus* 25, Saccardo). Le 10° jour la colonie est uniformément vert clair ; le 25° jour vert foncé (*atro-virens* 34, Saccardo). Odeur nulle.

b. — Culture en strie. Face : le 2^e jour : colonie saillante à croissance rapide, avec spores vertes (*glaucus* 38, Saccardo ; 371, K. et V.). 8^e jour : colonie plissée secondairement, d'un vert de plus en plus foncé (373, K. et V.), avec une zone périphérique blanche (1, Saccardo), étroite, qui ne prend la couleur des spores que lorsque la colonie ne peut pas s'étendre. 25^e jour : couleur fuligineuse (11, Saccardo ; 115, K. et V.).

Revers : les 3 ou 4 premiers jours coloration jaune (*luteus* 22, Saccardo) au centre ; puis orangé (*aurantiacus* 21, Saccardo). Au 12^e jour couleur bai (*badius* 20, Saccardo) dans la zone centrale. Au 25^e jour orange (104, K. et V.) au centre, orange clair (137, K. et V.) dans la périphérie. Odeur nulle.

c. — Raulin neutre liquide, à 27°. Le champignon se développe en surface, sous la forme de disque d'abord blanc qui commence à sporuler le 3^e jour (*glaucus* 38, Saccardo) en conservant une zone périphérique blanche. Revers du disque superficiel : *sulphureus* (25, Saccardo) le 8^e jour. Pigment jaune diffusible dans le liquide. Le 8^e jour on commence à voir au fond des tubes de petites colonies blanches d'un mm. en forme d'étoile. Au 25^e jour le disque est uniformément vert (*atro-virens* 34, Saccardo ; 194, K. et V.). Odeur nulle.

II. Bouillon, gélatiné, glyciné, saccharosé

Tubes inclinés à la température ordinaire.

Au 2^e jour : colonie blanche à la surface ; revers jaune (*sulphureus* 25, Saccardo). Au 4^e jour : zone centrale verte (*glaucus* 38, Saccardo) et périphérique blanche ; revers avec une zone centrale orangé clair (*aurantiacus* 21, Saccardo). La liquéfaction commence avec diffusion du pigment orange.

Au 10^e jour : face verte (*atro-virens* 34, Saccardo) dans la zone centrale, jaune (*sulphureus* 25, Saccardo) dans la périphérie ; revers *aurantiacus* (21, Saccardo) dans la zone centrale, *sulphureus* dans la périphérie.

25^e jour : face *fuliginus* (11, Saccardo ; 140, K. et V.), revers *ferruginus* (31, Saccardo ; 107, K. et V.). Odeur nulle.

III. Moût de bière gélatiné

Tubes inclinés à la température ordinaire. Culture en strie.

2^e jour : colonie blanche. 4^e jour : périphérie blanche, zone centrale sporulée verte ; revers *sulphureus*. La zone centrale s'étend et s'enfonce lentement. La liquéfaction du milieu commence avec diffusion du pigment.

6^e jour : *atro-virens* (34, Saccardo).

10^e jour : face *atro-virens* avec périphérie *sulphureus* ; revers *aurantiacus* au centre, *sulphureus* dans la périphérie. 25^e jour : face *atro-virens* (34, Saccardo ; 315, K. et V.) ; revers *ferrugineus* (31, Saccardo ; 107, K. et V.). Odeur nulle.

Les cultures sur ce milieu montrent toujours après quelques jours un duvet blanc abondant au centre des colonies.

IV. Milieu d'épreuve glycosé de Sabouraud

Tubes inclinés à 27°. Culture en strie.

Culture abondante en surface. D'abord blanche avec zone centrale sporulée verte (*glaucus* 38, Saccardo ; 371, K. et V.), les spores envahissent rapidement la colonie qui s'enfonce lentement (*atro-virens* clair, puis *atro-virens* foncé 34, Saccardo).

25^e jour : *fuligineus* (11, Saccardo ; 95, K. et V.).

Revers (*aurantiacus* 21, Saccardo) au 8^e jour, avec surface *sulphureus* ; *ferrugineus* le 28^e jour.

V. Milieu de conservation de Sabouraud

Tubes inclinés à 27°. Culture en strie.

8^e jour : strie d'un centimètre de couleur blanc rosâtre (1, Saccardo ; 53 A., K. et V.), surface plissée secondairement. Cet aspect a été observé jusqu'au 25^e jour.

VI. Pain

Boîte de Pétri à 27°. Culture abondante. Mycélium *sulphureus* (25, Saccardo ; 216 K. et V.), spores colorant peu à peu la surface de la colonie, d'abord *glaucus* (38, Saccardo ; 371, K. et V.) et rapidement *atro-virens* (34, Saccardo ; 289, K. et V.). Le 25^e jour toute la colonie est verte avec quelques excroissances périphériques jaunes (*luteus*, 22, Saccardo ; 150, K. et V.).

VII. Pomme de terre

27°. Culture en strie.

Culture abondante, superficielle, vermiculée, jusqu'au 25^e jour. Quelques flocons blancs se montrent dès les premiers jours dans l'eau au fond des tubes.

RÉSUMÉ DES TEINTES DANS LES MILIEUX DE CULTURE

Premiers jours (1-4)	face	<i>albus</i> → <i>glaucus</i> (38, Saccardo) → <i>atro-virens</i> (34, S.)
	revers	<i>sulphureus</i> (25, Saccardo) → <i>aurantiacus</i> (21, S.)
Après quelques semaines	face	<i>fuligineus</i> (11, Saccardo).
	revers	<i>ferrugineus</i> (31, Saccardo).

En résumé :

Notre *Penicillium* se développe bien et rapidement dans tous les milieux employés (milieux d'épreuve et de conservation de Sabouraud, moût de bière, bouillon saccharosé gélatiné, Raulin acide et neutre, liquide et gélatiné, pain, pomme de terre).

La température optima des cultures se trouve aux environs de 27°. A 37°, le développement est très faible. C'est donc un nouvel exemple d'un champignon endo-parasite qui ne se montre pas thermophile *in vitro*. Ce *Penicillium* liquéfie le bouillon saccharosé gélatiné, le moût de bière gélatiné, le Raulin neutre gélatiné. Il sécrète un pigment jaune orangé qui diffuse dans les milieux solides et les milieux liquides.

III. Examen microscopique

Cette étude a été faite par la méthode des cultures en cellule, en se servant du bouillon glycosé de Sabouraud. On a fait aussi des préparations colorées par le bleu coton C 4 B Poirrier et montées dans le lacto-phénol d'Amann. Voici la diagnose de ce champignon :

Mycélium abondant, rampant, cloisonné, incolore les premiers jours, jaune dans les cultures âgées. Le diamètre moyen des filaments stériles est de 2 μ , 5 (maximum 4 μ , minimum 2 μ). On observe une tendance des filaments à se disposer en groupements parallèles, sans arriver à former de vrais filaments corémiés.

Conidiophore dressé, de longueur variant de 20 μ à 90 μ , sortant perpendiculairement des filaments fertiles. Le diamètre moyen de ces derniers est de 1 μ , 95. Le conidiophore présente à son extrémité un léger renflement de 3 μ , 20 (maximum 4 μ , 5, minimum 2 μ) ; il est cloisonné et la distance moyenne des cloisons est de 17 μ , 8.

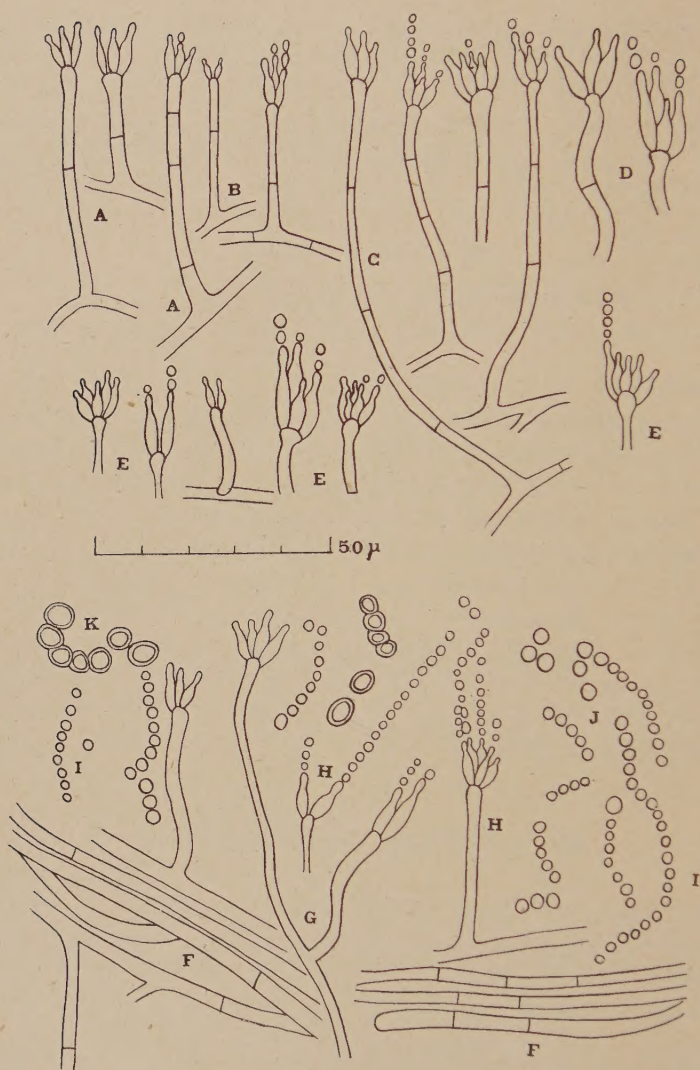


FIG. — A, conidiophores de longueur moyenne; B, conidiophores courts; C, conidiophores longs; D, extrémités de conidiophores avec de grandes phialides; E, extrémités de conidiophores avec de petites phialides; F, filaments mycéliens stériles groupés en pseudo-coremium; G, conidiophore rameux; H, conidiophores avec phialides portant les chaînettes de conidies; I, chaînettes de jeunes conidies; J, conidies de taille moyenne; K, conidies mûres.

Phialides placées sur le renflement de l'extrémité des conidiophores au nombre maximum de 5. Elles sont elliptiques et de dimen-

sions très variables. Leur longueur moyenne est de $9\ \mu$, 2 (maximum $16\ \mu$, minimum $6\ \mu$), leur diamètre moyen est de $2\ \mu$, 25 (maximum $3\ \mu$, 5, minimum $1\ \mu$, 5).

Les phialides portent des chaînettes de conidies qui prennent une direction divergente. Ces chaînettes peuvent compter jusqu'à 20 conidies. Le diamètre de celles-ci augmente progressivement depuis la phialide jusqu'à l'extrémité de la chaîne. Elles sont lisses, rondes, les plus grosses légèrement ovales. Leurs diamètres moyens sont les suivants : pour les plus petites, $1\ \mu$, 75 ; pour les moyennes, $2\ \mu$, 75 ; pour les distales à double paroi, $3\ \mu$, 5.

IV. Identification

Les caractères microscopiques de ce *Penicillium* nous permettent de le placer dans le sous-genre *Aspergilloïdes*, caractérisé par la forme de la cellule terminale du conidiophore. Cette cellule peut être plus ou moins conique ou, comme dans le cas de notre champignon, renflée en ampoule. Un caractère important, souligné par Biourge, est que les spores terminales des chapelets sont fréquemment beaucoup plus volumineuses que les autres. Au point de vue biologique, les *Aspergilloïdes* produisent des pigments diffusibles, caractère présenté aussi par notre champignon.

Dans les ouvrages que nous avons pu consulter, nous n'avons trouvé aucune espèce d'*Aspergilloïdes* dont la description correspond à celle de notre *Penicillium*. Nous nous croyons autorisés à la considérer comme une espèce nouvelle et nous proposons pour elle le nom de *Penicillium bertai*. Nous en avons donné plus haut la diagnose.

C'est la première fois qu'un *Aspergilloïdes* est décrit comme parasite des voies respiratoires de l'homme. Nous devons rappeler que ce groupe est très voisin des *Microaspergillus*, dont l'*Aspergillus fumigatus*, capable de produire des mycoses pulmonaires graves, est le type.

V. Inoculations expérimentales

Nous avons déjà dit que l'inoculation des crachats du malade dans le péritoine d'un cobaye et d'un lapin n'a donné aucun résultat. L'inoculation intraveineuse d'une émulsion des spores à un lapin a donné aussi un résultat négatif.

Nous désirons exprimer ici nos plus sincères remerciements au Professeur Brumpt qui nous a si aimablement accueilli dans son laboratoire et aussi à notre ami, le D^r M. Langeron dont les savants conseils et l'autorité indiscutable nous ont été très précieux dans l'exécution de ce travail.

RÉSUMÉ

Dans cette communication, nous donnons l'étude mycologique d'un champignon parasite, isolé à plusieurs reprises des crachats d'un malade présentant une pseudo-tuberculose pulmonaire chronique. Il s'agit d'une espèce nouvelle de *Penicillium* appartenant au sous-genre *Aspergilloïdes*, pour laquelle nous proposons le nom de *Penicillium bertai*. Il semble que ce champignon a produit une mycose broncho-pulmonaire pure. Le malade traité par l'iode a présenté une amélioration considérable aux points de vues clinique et radiographique.

BIBLIOGRAPHIE

- ARTAULT. — Flore et faune des cavernes pulmonaires. *Arch. de Parasitologie*, I, 1898, pp. 217-307.
- BIOURGE (Ph.). — Les moisissures du groupe *Penicillium* Link. Etude monographique. *La Cellule*, XXXIII, 1923, 331 p., 36 pl.
- BRUMPT (E.). — *Précis de Parasitologie*, 4^e édition, Paris, Masson, 1927.
- GIORDANO (M.). — Un caso di micosi polmonare da *Penicillium glaucum*. *Ann. di Med. Navale e Coloniale*, XXIV (II), 1918, fasc. V-VI.
- PEZZALI (G.). — Un cas de penicilliose secondaire du poumon. *Giornale de clinica Medica*, Bologne, II, n° 6, 10 avril 1921.
- POLLACCI (G.) et NANNIZZI (A.). — *I miceti patogeni dell'uomo et degli animali*. Miceti N° 6 (Fasc. 1, 1923); 36 (Fasc. IV, 1925), Bologna, Capelli.
- REDAELLI (P.). — *I miceti come associazione microbica nella tubercolosi polmonare capilaria*. R. Università di Pavia. Istituto de Anatomia Patologica, Pavie, 1925, 99 p., 9 pl.
- SARTORY (A.) et BAILLY (A.). — *Les mycoses pulmonaires et leurs parasites*. Paris, Edition Clinique et laboratoire, 1923.
- SOPP (O.-J.). — *Monographie der Pilzgruppe Penicillium*. I. Videns Kapsselskapets Skrifter. I. Mat. Naturv. Klasse, 1912, N° 11, Kristiania, 1912, 208 p., 23 pl.
- THOM (Ch.). — Cultural studies of species of *Penicillium*. U. S. Department of Agriculture. Bureau of animal industry, Bull. n° 118, Washington, 1910, 109 p.
- WESTLING (R.). — *Über der grünen Spezies der Gattung Penicillium*. Inaug. Diss. Uppsala, 1911, 156 p.
- XALABARDER (X.). — Micosis pulmonar producida por una especie de *Penicillium*. *Revista Médica de Barcelona*, VIII, 1927, p. 574-577.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Paris.

MYCOSE D'UNE LARVE DE *CULEX HORTENSIS* DE CORSE

Par Maurice LANGERON

Toutes les larves de Culicidés récoltées en Corse en 1925, au cours de la première campagne entreprise, sous la direction du Prof. Brumpt, par les membres de la Station d'application antipaludique de Bastia, ont fait l'objet d'une étude méthodique et individuelle. C'est ainsi que, dans un lot de larves de Culicidés, nous avons rencontré celle qui fait l'objet de cette note. C'est une larve du *Culex hortensis* Ficalbi, 1889 (1), provenant du sondage n° 243, exécuté le 4 septembre 1925, au-dessus de Corte, dans une petite source, à 1.000 m. d'altitude environ, à peu près à mi-chemin entre Corte et le lac de Nino.

Dans cette larve, le 5^e segment abdominal est occupé presque en entier par une volumineuse masse brunâtre, formée de filaments mycéliens enchevêtrés et localisée surtout à la partie dorsale de la larve (fig. 1). Cette masse déborde nettement sur les segments voisins (4^e et surtout 6^e). Si on l'examine à un fort grossissement, on voit qu'elle est constituée par des filaments de couleur fuligineuse, à paroi épaisse. Certaines portions de ces filaments sont cloisonnées et formées d'articles toruleux ; ces portions se rencontrent, soit à l'extrémité libre des filaments, soit sur un point quelconque de leur parcours. Dans les autres parties, le filament est formé par un tube plus ou moins ondulé, mais non cloisonné. La masse mycélienne étant épaisse et opaque, on ne saisit pas ses rapports avec le tube digestif. Néanmoins, on constate que ce dernier est rempli de débris alimentaires jusqu'au niveau de la masse mycélienne (4^e segment) et qu'il est vide au delà (segments 5 à 9). Par contre, à la périphérie de la masse mycélienne, on voit très nettement les filaments pénétrer dans les troncs trachéens longitudinaux, comme le montre la fig. 2.

Il est difficile d'apprécier l'action pathogène de ce champignon, puisque la découverte en a été faite sur une larve tuée par immersion dans l'alcool au moment de la pêche et montée ensuite dans la résine érénol. Néanmoins, le grand développement de la masse

(1) Détermination aimablement confirmée par le Dr H. Galliard.

mycélienne, remplissant tout un anneau abdominal, entourant le tube digestif et pénétrant dans les trachées, devait causer à cette larve une gêne considérable. Il est probable que la voie d'entrée du champignon a été le tube digestif et que la pénétration dans les trachées a été secondaire. C'est du moins ce qu'il semble permis de conclure de l'aspect de la lésion et de l'accumulation du champignon autour de l'intestin.



Fig. 1. — Partie postérieure d'une larve de *Culex hortensis* portant une tumeur mycosique dans le 5^e segment abdominal.

La détermination de ce champignon présente les plus grandes difficultés, puisqu'aucune culture n'a été possible et qu'aucune forme de fructification n'existe dans la masse mycélienne.

Divers auteurs ont déjà signalé la présence de champignons chez des larves de moustiques. Léger et Duboscq ont trouvé, en Corse, chez des larves d'*Anopheles* du Campo dell'Oro, près Ajaccio, un « champignon filamenteux sans doute analogue à celui déjà signalé par Perroncito dans ces insectes ». Or, l'indication donnée par Perroncito est des plus sommaires. A la séance de l'Académie de médecine de Turin du 22 décembre 1899, il signale en cinq lignes une espèce d'*Anopheles* provenant des environs de Turin, dans laquelle « une espèce particulière d'Oscillaire se développait prodi-

gieusement, à peu près comme le *Leptothrix buccalis* de l'homme ».

Les *Aspergillus glaucus* de Bary, 1870, et *A. niger* van Tieghem, 1867, ce dernier amenant un prolapsus de l'intestin, ont été signa-



FIG. 2. — 5^e segment abdominal montrant la pénétration du mycelium dans les trachées, t ; T, tube digestif.

lés chez des larves de *Culex* sp. et d'*Anopheles* sp. par A.-J. Speer, mais sans référence bibliographique.

Keilin a donné en 1921, à la suite de son étude sur le *Cœlomyces stegomyiæ*, une liste des parasites des larves de moustiques alors connus, mais le champignon que nous étudions ne peut être

identifié à aucun des cas cités : ni au *Trichophyton* (?) de Liston, qui vivait en ectoparasite sur des larves d'*Anopheles*, ni au *Botrytis bassiana*, signalé par Dyé, d'après Vaney et Conte, chez des larves de *Culex pipiens*, ni au champignon de Perroncito, Léger et Duboscq, ni à la levure vue par Laveran, ni enfin au parasite décrit par Keilin chez une larve de *Stegomyia scutellaris*.

Macfie, en 1917, a signalé à Accra (Côte de l'Or), des infections mycosiques chez des larves de *Stegomyia fasciata* (= *Aedes ægypti*). Dans ces larves, il a vu des masses brunâtres formées par un *Fusarium*, localisées dans le thorax et l'abdomen. Dans un élevage, il a

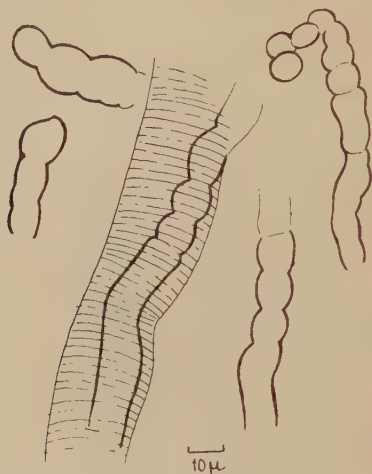


FIG. 3. — Éléments toruleux très fortement grossis, l'un d'eux dans une trachée.

trouvé des larves recouvertes d'une masse mycélienne formée de deux sortes de filaments : un *Nocardia* et un champignon indéterminé (qui était, probablement, une saprolégniée).

Le champignon que nous signalons est bien distinct des précédents. L'absence de spores fusiformes l'éloigne des *Fusarium*. Par son aspect toruleux, et sa couleur fuligineuse, il se rapproche plutôt des genres *Hormiscium* Kunze, 1817, et *Torula* Persoon, 1796, *nec* Turpin, 1838. Les fig. 2 et 3 montrent les aspects sur lesquels nous basons ce rapprochement.

RÉSUMÉ

Description d'une tumeur mycosique développée chez une larve de *Culex hortensis*, pêchée en Corse. Cette tumeur est formée de

filaments mycéliens de couleur fuligineuse et d'aspect toruleux entourant le tube digestif et pénétrant dans les trachées. Ce champignon paraît différent de tous ceux qui ont été décrits jusqu'ici dans les larves de moustiques. Il se rapproche des genres *Hormiscium* et *Torula*.

BIBLIOGRAPHIE

- DYÉ (L.). — Les parasites des Culicides. *Arch. de parasitologie*, IX, 1905, p. 5-77.
- KEILIN (D.). — On a new type of fungus : *Cælomomyces stegomyiæ* n. g., n. sp., parasitic in the body-cavity of the larva of *Stegomyia scutellaris* Walker. *Parasitology*, XIII, 1921, p. 225-234.
- LEGER (L.) et DUBOSCQ (O.). — Sur les larves d'*Anopheles* et leurs parasites en Corse. *C. R. Assoc. fr. Av. sc.*, Montauban, 1902, 1903, p. 703-704.
- MACFIE (J.-W.-S.). — Fungal infections of mosquito larvæ. *Rep. Accra labo.*, 1916, London, 1917, p. 76-80.
- PERRONCITO (E.). — *Giorn. Accad. med. Torino*, LXII, 1899, p. 670.
- SPEER (A.-J.). — Compendium of the parasites of mosquitoes (*Culicidæ*). *Hyg. labo. Bull.* n° 146, Washington, 1927, p. 13 et 27.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Paris.

PROCÉDÉ POUR RECHERCHER LES CYSTICERCOÏDES DES PETITS CRUSTACÉS

Par Ch. JOYEUX

Beaucoup de cestodes vivant chez les oiseaux aquatiques ont comme hôtes intermédiaires de petits crustacés des genres *Cyclops*, *Cypris*, etc. Comme la diagnose des ténias adultes par autopsie systématique des oiseaux n'est pas toujours possible, divers auteurs ont proposé d'examiner les crustacés se trouvant dans les collections d'eau où ils s'ébattent ; les caractères du scolex inclus dans les cysticercoïdes pouvant suffire à reconnaître les cestodes communs. Mrázek notamment a insisté sur les bons résultats obtenus par ce procédé.

Malheureusement, cette recherche n'est praticable que lorsqu'il s'agit d'une très petite mare où se concentrent les déjections des hôtes définitifs et où, par suite, l'infestation des crustacés est considérable. Dès qu'on a affaire à un cours d'eau tant soit peu important, le pourcentage des animaux porteurs de cysticercoïdes devient infime et il faut souvent en examiner un très grand nombre avant d'obtenir un résultat positif. Par exemple, dans un ruisseau passant derrière le village de Blonville-sur-Mer (Calvados), fréquenté par des canards domestiques et sans doute aussi par des oiseaux de passage, j'ai examiné 77 *Cyclops* sp. sans résultat ; sur 44 *Cypris* sp., une seule hébergeait un cysticercoïde d'*Hymenolepis coronula* (Duj.) dans sa cavité générale.

Dans ce même gîte, on trouve en très grande quantité des limnées : *L. vulgaris* Pfeiffer, *L. palustris* Müll (1) est un peu moins fréquente. Ces mollusques ne sont pas exclusivement herbivores. Leur intestin contient, à côté de particules végétales, des débris d'animaux aquatiques, tels que jeunes larves de diptères, notamment de culicidés, entomostracés, etc. Il arrive qu'une limnée ingère un entomostracé parasite : dans le tube digestif d'une *L. vulgaris*, j'ai pu observer deux *Cypris* à moitié digérées, elles hébergeaient toutes deux des cysticercoïdes encore vivants. Au cours de

(1) Ces déterminations ont été confirmées par M. L. Germain, sous-Directeur au Laboratoire de Malacologie du Museum d'Histoire Naturelle ; je lui adresse tous mes remerciements.

la digestion, la larve du cestode est mise en liberté ; mais, au lieu d'être excrétée, elle demeure dans le tube digestif, principalement dans le renflement stomacal de la limnée. Elle y reste vivante pendant un certain temps et on voit, chez quelques-unes, le scolex qui s'agite à l'intérieur de son kyste. L'expérience suivante montre qu'il est encore capable d'évoluer à ce moment.

Deux jeunes canards, dont les selles ne montrent aucun œuf de cestode, absorbent chacun trente *L. vulgaris* provenant du gîte étudié ci-dessus. Ils sont maintenus pendant 14 jours à l'abri de toute contamination et sacrifiés ensuite. Le premier héberge 19 *Hymenolepis collaris* et 1 *Hymenolepis coronula* ; le deuxième, 2 *Hymenolepis collaris*. Tous ces cestodes correspondent, par leur degré de développement, à la date d'infestation. Les *H. collaris* mesurent au maximum 50 millimètres en bonne extension ; l'utérus est déjà formé dans les derniers anneaux, mais les œufs ne sont pas encore mûrs. Quant à l'*H. coronula*, il a 45 millimètres de long en bonne extension, les derniers anneaux ne montrent que l'ébauche des organes génitaux (1).

Cependant le cysticercoïde meurt dans le tube digestif du mollusque. La queue disparaît, le scolex devient méconnaissable, mais la forme générale persiste et les crochets du rostre sont presque toujours intacts. Le diagnostic de l'espèce est donc possible dans la grande majorité des cas, longtemps après que le parasite a été ingéré. En effet, les cysticercoïdes s'accumulent, comme nous l'avons dit plus haut, dans le tube digestif du mollusque, comme le prouve l'expérience suivante.

Des *Limnæa vulgaris*, récoltées le 30 juillet 1928 au même gîte, ont été mises en aquarium et nourries exclusivement avec des feuilles de laitue préalablement passées à l'eau bouillante. Elles ont été examinées aux dates suivantes.

14 août. 15 jours après isolement. Une *L. vulgaris* montre 8 cysticercoïdes d'*H. collaris* dans son tube digestif.

2 septembre. 33 jours après isolement. Une *L. vulgaris* montre 7 cysticercoïdes d'*H. collaris* dans son tube digestif.

23 septembre. 53 jours après isolement. 17 *L. vulgaris* hébergent toutes

(1) C'est la première fois, à ma connaissance, que l'on obtient *H. collaris* (Batsch) adulte, en partant de son cysticercoïde. Cette vérification expérimentale était nécessaire pour le différencier d'*H. compressa* (Linton) qui a un scolex identique ; d'où possibilité de confondre les larves de ces deux cestodes, qui diffèrent par leur structure anatomique, comme l'a montré Skriabine (1914).

Quant à *H. coronula*, il a probablement déjà été obtenu expérimentalement par T.-B. Rosseter (1897) ; mais comme il s'agissait d'une contamination accidentelle, l'expérience de cet auteur manquait un peu de précision et méritait d'être confirmée.

des cysticercoïdes dans leur tube digestif. Le nombre de ceux-ci atteint au total 213, dont 208 cysticercoïdes d'*H. collaris*, et 5 indéterminables ayant perdu leurs crochets. Les parasites hébergés par chaque mollusque varient de 3 à 38, la moyenne étant de 12,5.

Dans le ruisseau où ces recherches ont été faites, une centaine de *Limnæa vulgaris* et 14 *Limnæa palustris* adultes étaient toutes porteuses de cysticercoïdes dans leur tube digestif. Le nombre de ceux-ci était souvent considérable, dans un cas il y en avait jusqu'à 90. Cependant, chez les jeunes mollusques, cette proportion de 100 p. 100 ne se maintient pas et ceux qui viennent d'éclore sont naturellement indemnes.

Ce nombre très considérable de cysticercoïdes trouvés dans le tube digestif de tous les mollusques adultes contraste avec la faible proportion de crustacés infestés dans la nature. Peut-être ces derniers, affaiblis par leurs parasites, sont-ils moins agiles, et, par conséquent, plus facilement capturés par les mollusques que ceux qui sont indemnes.

J'ai dit plus haut que l'examen des crustacés ne m'avait montré qu'un seul cysticercoïde d'*Hymenolepis coronula*. La dissection des limnées m'a donné les résultats suivants :

Cysticercoïde d'*Hymenolepis collaris* (Batsch), très fréquent.

Cysticercoïde d'*Hymenolepis coronula* (Duj.), rare.

Cysticercoïde d'*Hymenolepis gracilis* (Kr.), rare.

Ces résultats cadrent bien avec ceux obtenus expérimentalement chez le canard, mentionnés ci-dessus.

Donc, lorsque les circonstances écologiques s'y prêtent, l'examen du tube digestif des mollusques se nourrissant de crustacés donne des résultats bien plus rapides et plus précis que l'observation directe de ces crustacés, pour la recherche des cysticercoïdes. C'est un processus naturel d'enrichissement.

Il serait intéressant de savoir si cette technique peut être appliquée à d'autres helminthes hébergés par les petits crustacés : procercoïdes de bothriocéphales, embryons de filaire de Médine, auquel cas la recherche de ces parasites serait facilitée.

RÉSUMÉ

Les limnées (*L. vulgaris* et *L. palustris*) coexistant avec des entomostracés ont souvent l'occasion d'absorber ces crustacés. Les cysticercoïdes, hébergés par ces derniers, au lieu d'être évacués avec les excréments, demeurent dans le tube digestif et s'y accumulent.

On peut facilement les mettre en évidence par l'examen direct, ce qui est beaucoup plus rapide et plus aisé que la recherche des larves par dissection des entomostracés.

BIBLIOGRAPHIE

- MRÁZEK (A.). — Cestoden Studien. Cysticercoiden aus *Lumbriculus variegatus*, *Zool. Jahrb. Syst.*, XXIV, 1907, p. 591-620, pl. XXX-XXXI.
- ROSSETER (T.-B.). — On experimental infection of Ducks with *Cysticercus coronula* Mrázek, *Cysticercus gracilis* (v. Linstow), *Cysticercus tenuicollis* (V. Hamann). *Journ. of the Quekett microsc. Club*, II (6), 1897, p. 397-405, pl. XVIII.
- SKRJABIN (K.-J.). — Zwei Vogelcestoden mit gleicher Scolexbewaffnung und verschiedener Organisation. *Contribl. für Bakteriolog. Orig.*, LXXIV, 1914, p. 275-279.
-

(Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Paris).

SUR LE GENRE *TELORCHIS*

Par Robert-Ph. DOLLFUS

(Suite et fin)

IV. Position systématique des *Telorchis*

Looss (1899 *b*, p. 569) institua une sous-famille des *Telorchiniæ* pour les genres *Telorchis* Looss, 1899, et *Anadasmus* Looss, 1899 (qui devint *Orchidasma* Looss, 1900), ce qui fut adopté par Braun (1901 *b*, p. 20). La nouvelle sous-famille fut admise par Pratt (1902, p. 888, 895) (mais celui-ci eut le tort de considérer *Deropristis* comme genre affine).

Lühe (1909, p. 50-51) conserva la sous-famille de Looss, y admettant trois genres : *Telorchis*, *Cercorchis*, *Orchidasma*.

Ward (1918, p. 393-394) a admis la sous-famille des *Telorchiniæ* Looss, 1899, avec deux genres représentés dans l'Amérique du Nord : *Telorchis* Lühe, 1899, et *Protenes* Barker et Covey, 1911.

Travassos (1918, p. 183-184) proposa d'inclure la sous-famille des *Telorchiniæ* Looss dans la famille des *Leuceruthridæ* Goldberger 1911 (= *Azygiidæ* Odhner, 1911), cette famille étant divisée en trois sous-familles :

a) *Leuceruthrinæ* Goldberger, 1911 (genre *Leuceruthrus* Marshall et Gilbert, 1905).

b) *Azygiinæ* (= *Azygiidæ* Odhner, 1911, *pro parte*) (genres *Azygia* Looss, 1899 = *Xenodistomum* Stafford, 1904, *Megadistomum* Stafford, 1904, *Mimodistomum* Stafford, 1904, *Hassalius* Goldberger, 1911).

c) *Telorchiniæ* Looss, 1899, avec les genres *Telorchis* Lühe, 1899, *Orchidasma* Looss, 1900, *Loefgrenia* Travassos (1918, p. 184-185, 1 pl., fig. 1, type *L. loefgreni* Trav. de l'intestin de *Podocnemis unifilis* Troschel, tortue de la province de Santarém, Brésil) (1).

Cette classification fut adoptée par Viana (1924, p. 157) (2).

(1) *Loefgrenia* Travassos diffère de *Telorchis* principalement par la réduction de la poche du cirre et la disposition en diagonale de ses testicules, presque contigus.

(2) F. Poche (1926, p. 171) a critiqué Viana d'avoir inclus les *Telorchiniæ* dans les *Leuceruthridæ* sans en avoir donné de raison : Poche n'a évidemment pas eu connaissance de l'ouvrage où Travassos (1918) avait exposé les motifs de ce rapprochement.

Khalil (1923, p. 33) crut possible de placer le genre *Xenopharynx* Nicoll, 1912, dans la sous-famille des *Telorchiniæ* ; cette proposition fut complètement réfutée, à bon droit, semble-t-il, par F. Poche (1926, p. 141-142).

Nicoll (1924, p. 329) a élevé la sous-famille des *Telorchiniæ* Looss au rang de famille et y a admis deux genres : *Telorchis* Lühe, 1899, et *Cercorchis* Lühe, 1900.

La même année, Stunkard (1924, p. 109 familles, 112 sous-familles) a institué une famille des *Telorchidæ* Stunkard englobant deux sous-familles : 1. *Telorchinæ* Looss, 1899, incl. *Orchidasma* ; 2. *Auridistominæ* Stunkard, 1924, p. 111, avec les genres : *Auridistomum* Stafford, 1905, *Pterygomaschalos* Stunkard, 1924, *Calycodes* Looss, *Rhytidodes* Looss (1) et probablement *Cotylotretus* Odhner = *Mesaulus* Braun (2).

Fr. Poche (1926, p. 170-171) a adopté la famille des *Telorchidæ* Stunkard (= *Telorchidæ* Nicoll, 1924, p. 329) dans l'acception de Stunkard avec les deux sous-familles des *Telorchinæ* et *Auridistominæ*.

Odhner (1926, p. 5) a fait observer que cette famille, telle qu'elle a été constituée par Stunkard, réunit des formes tout à fait disparates ; pour Odhner, *Telorchis* appartient tout simplement à la grande famille des *Lepodermatidæ* Odhner, 1910, dont il constitue un type particulier très allongé, chez lequel l'utérus est tout entier en avant des testicules comme par exemple chez *Opisthioglyphe*. La forme de la vessie, tout à fait caractéristique, les rapports de position de sa portion antérieure bifurquée, de l'ovaire, de la poche du cirre, le déplacement à gauche du pore génital, la grandeur des œufs, tout cela, dit Odhner (1926, p. 6), montre l'exactitude de ma manière de voir.

La parenté de *Telorchis* avec les *Lepodermatidæ* (3) semble bien

(1) Les affinités de *Rhytidodes gelatinosus* (Rud.), maintes fois discutées (cf. Looss, 1899, p. 579-580, 1902, p. 456-457-451-452 ; Braun 1901, p. 32-33 ; Odhner, 1910, p. 163-164 ; F. Poche, 1926, p. 171, sont, encore aujourd'hui, incertaines. Actuellement Odhner (1926, p. 5) serait plutôt disposé à lui reconnaître des affinités avec les *Azygiidæ* (opinion à laquelle Looss avait déclaré devoir renoncer), mais préfère créer la famille des *Rhytidodidæ* Odhner, 1926 (absence complète de prépharynx, présence de canaux longitudinaux à flammes vibratiles dans le système excréteur).

(2) Pour *Cotylotretus*, la famille des *Cotylotretidæ* a été fondée par Travassos (1922 c, tirage à part, p. 9).

(3) Odhner (1926, p. 6, note 2) s'accorde avec Poche (1926, p. 131-134) pour rejeter de la façon la plus catégorique la révision des *Lepodermatidæ* publiée par Baer (1924, p. 25-30), dans laquelle la famille est scindée en *Lepodermatidæ* s. str. et *Reniferidæ* Baer. La révision tentée par Baer était évidemment prématurée et arbitraire, mais, très vraisemblablement, pour la commodité de la systématique l'on sera bientôt amené à élever au rang de famille un certain nombre de sous-familles de *Lepodermatidæ*.

réelle ; cependant, pour inclure ce genre dans cette famille, il faudrait modifier la diagnose de la famille dans une mesure telle que celle-ci perdrait son actuelle homogénéité ; je préfère donc conserver la famille des *Telorchiidæ* (1) pour la sous-famille des *Telorchiniæ* Looss, avec les genres *Telorchis* et *Protenes*, sans discuter ici si *Loefgrenia* Travassos, 1918, doit y être admis ou en être rejeté et sans y comprendre *Orchidasma* (2).

Aux *Telorchiidæ*, selon moi, ne peuvent, en aucune manière, être adjointes les sous-familles des *Leuceruthrinæ* et *Azygiinæ*, non plus que celle des *Auridistominæ* dans l'acception que lui a donnée Stunkard.

(1) Je ne verrais aucun inconvénient à réunir les *Telorchiidæ* aux *Lepodermatidæ* dans une superfamille des *Lepodermatoidea*.

(2) Odhner, en 1926, ne s'était pas prononcé sur *Orchidasma* Looss, 1900, mais, dans une note toute récente (1927, p. 7), il a indiqué qu'il tenait ce genre pour un *Dicrocæliidæ* et le croyait proche de *Cymatocarpus*. Dans cette même note, Odhner, revenant sur la disparité des genres assemblés par Stunkard dans la famille des *Telorchidæ* Stunkard, les a répartis en quatre familles naturelles bien séparées : *Telorchis* et *Protenes* dans les *Lepodermatidæ* ; *Rhytidodes* dans une famille particulière : *Rhytidodidæ* ; *Orchidasma* dans les *Dicrocæliidæ* ; *Calycodes* dans une nouvelle famille [*Calycodidæ*].

V. Liste des Chéloniens, Ophidiens et Amphibiens où ont été trouvés des *Telorchis* ou des *Protenes*

POSITION SYSTÉMATIQUE DE L'HÔTE	RÉPARTITION GÉOGRAPHIQUE DE L'HÔTE	RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES PRINCIPALES	LOCALITÉ OU L'HÔTE PARASITÉ A ÉTÉ TROUVÉ
Chelonia Sous-ordre des <i>Thecophora</i> Superfamille des <i>Cryptodira</i> Famille des <i>Chelydridæ</i> — <i>Chelydra serpentina</i> (L.).	A l'est des Montagnes Rocheuses, du Canada à l'Équateur. Tabasco, Yucatan, Guatemala, Belize, Honduras. Est de l'Amérique du Nord, du Canada au Golfe du Mexique.	<i>T. lobosus</i> Stunkard, 1915, p. 63, pl. I, fig. 3 (1). <i>T. sp.</i> (Heymann, 1905, p. 94-95). <i>T. medius</i> Stunkard, 1915, p. 64, pl. I, fig. 2-7.	Walker (Iowa). Amérique centrale. Raleigh (North Carolina).
— <i>Cinosternum pensylvanicum</i> (Gmel.).	Est de l'Amérique du Nord, de New-York au golfe du Mexique.	<i>T. diminutulus</i> Stunkard, 1915, p. 64-65, pl. I, fig. 8.	Raleigh (North Carolina).

(1) Goldberger (1911, p. 47) a signalé un *Telorchis* « ressemblant à *T. linstowi* », dans l'intestin de *Chelydra serpentina* (L.) provenant selon toute probabilité du Maryland ; il l'a sommairement décrit mais non figuré.

POSITION SYSTÉMATIQUE DE L'HÔTE	RÉPARTITION GÉOGRAPHIQUE DE L'HÔTE	RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES PRINCIPALES	LOCALITÉ OU L'HÔTE PARASITÉ A ÉTÉ TROUVÉ
Fam. des <i>Testudinidae</i> — <i>Chrysemys picta</i> (Schneider).	Est de l'Amérique du Nord, du Nouveau-Brunswick à la Géorgie.	<i>Protenes angustus</i> (Stafford, 1909, p. 407-408, pl. XXVI, fig. 6 ; 1905, p. 690). Barker et Covey, 1911, p. 213-216. Stunkard, 1915, p. 61-65. Goldberger, 1911, p. 37-47.	Canada.
id.	id.	« <i>T. angustus</i> » G.-A. Mac Callum, 1921, p. 163-165, fig. 81 (2).	Maryland. Zoological Park (New-York).
— <i>Chrysemys cinerea</i> (Bonaterre) = <i>C. marginalis</i> Agassiz.	Wisconsin et Iowa, jusqu'à New-York et l'Ohio.	<i>Protenes leptus</i> Barker et Covey, 1911, p. 198-206, pl. I, fig. 1-3-6-8. Stunkard, 1915, p. 61-65.	Lac Emily près St-Peter (Minnesota).
id.	id.	<i>T. attenuatus</i> Goldberger, 1911, p. 37, 38-43, 57, pl. VI, fig. 19.	Lac Maxinkuckee (Indiana).
— <i>Chrysemys scripta</i> (Schoepff) var. <i>elegans</i> Wied.	Est des États-Unis, de la Virginie du Sud à la Géorgie.	<i>T. robustus</i> Goldberger, 1911. Stunkard, 1915, p. 65, pl. I, fig. 6.	?

(2) Le distome figuré par G.-A. Mac Callum diffère considérablement de celui figuré par Stafford. Ce dernier a le pore génital nettement latéral, presque au niveau de la bifurcation intestinale, la poche du cirre est toute entière en avant du bord postérieur de l'acétabulum, la ventouse orale est plus grande que la ventrale ; tandis que celui de Mac Callum (sauf erreur de la part de Mac Callum a le pore génital médian assez loin en arrière de la bifurcation intestinale, la poche du cirre s'étendant très loin en arrière de l'acétabulum, les ventouses égales, etc.

POSITION SYSTÉMATIQUE DE L'HÔTE	RÉPARTITION GÉOGRAPHIQUE DE L'HÔTE	RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES PRINCIPALES	LOCALITÉ OU L'HÔTE PARASITÉ A ÉTÉ TROUVÉ
— <i>Chrysemys scripta</i> (Schaeffl) var. <i>elegans</i> Wied.	Est des Etats-Unis, de la Virginie du Sud à la Géorgie.	<i>T. corti</i> Stunkard, 1915, p. 63.	Texas.
— <i>Malacoclemmys geographica</i> (Le Sueur), Cope.	Vallée du Mississipi jusqu'à la Pensylvanie et New- York.	<i>T. corti</i> Stunkard, 1915, p. 63.	Havana (Illinois).
— <i>Malacoclemmys lesueuri</i> (Gray), True.	Vallée du Mississipi jusqu'au Wisconsin et l'Ohio.	<i>T. corti</i> Stunkard, 1915, p. 62-63, pl. 1, fig. 1-4.	Newton (Texas).
— <i>Clemmys caspica</i> (Gmel.), Wagler.	De la partie sud de la mer Caspienne au Golfe Per- sique.	<i>T. solivagus</i> Odhner, 1902, p. 29-32, fig. 2. Stossich, 1904, p. 9. Goldberger, 1911, p. 37.	Transcaucasie.
— <i>Clemmys leprosa</i> (Schweigger), Strauch.	Sud de l'Espagne et du Portugal, Afrique du Nord, de la Tunisie au Maroc, Sénégal, Gambie.	<i>T. gabesensis</i> J.-S. Ruzkowski, 1928, p. 327-329, fig. 1.	Gabès (Tunisie).
— id.	id.	<i>T. solivagus maroccanus</i> R. Ph. Dollfus.	Beni-Mellal (Maroc).

POSITION SYSTÉMATIQUE DE L'HÔTE	RÉPARTITION GÉOGRAPHIQUE DE L'HÔTE	RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES PRINCIPALES	LOCALITÉ OU L'HÔTE PARASITÉ A ÉTÉ TROUVÉ
— <i>Clemmys insculpta</i> (Leconte), Strauch = <i>Chelopus insculptus</i> (Leconte), Cope.	Nord-est des États-Unis, du Maine à la Pensylvanie et New-Jersey.	<i>T. insculpti</i> G.-A. Mac Callum, 1918, p. 81-82, fig. 37.	Zoological Park (New-York).
id.	id.	<i>T. pallidus</i> G.-A. Mac Callum, 1918, p. 82, fig. 38.	id.
id.	id.	<i>T. chelopi</i> G.-A. Mac Callum, 1918, p. 83, fig. 39.	id.
<i>Clemmys guttata</i> (Schneider), Strauch = <i>Chelopus guttatus</i> (Schneider), Cope.	États-Unis : Est de l'Ohio et nord de la Caroline du Sud.	<i>T. guttati</i> G.-A. Mac Callum, 1918, p. 83-84, fig. 40.	id.
— <i>Emys orbicularis</i> (Linnaë, 1758), Blanf. 1867. <i>Cistudo lutearia</i> (Schneider, 1783), Strauch, 1862, = <i>Cistudo europæa</i> (Schneider, 1783), Gray. 1831.	Sud de l'Europe, Europe centrale et orientale, sud-ouest de l'Asie, Algérie, Maroc.	<i>T. poirieri</i> (Stossich, 1895, p. 227) [nec Stossich, 1904]. <i>D. gelatinosum</i> Poirier, 1886, p. 33-34, pl. III, fig. 6 (nec Rudolphi, 1819). Looss, 1899, p. 567. Lühe, 1899, p. 528, 529 ; 1909, p. 52 (<i>G. Carcarchis</i>).	France.

POSITION SYSTÉMATIQUE DE L'HÔTE	RÉPARTITION GÉOGRAPHIQUE DE L'HÔTE	RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES PRINCIPALES	LOCALITÉ OU L'HÔTE PARASITÉ A ÉTÉ TROUVÉ
— <i>Emys orbicularis</i> (Lin- né, 1758). Blauf. 1867. = <i>Cistudo lularia</i> (Schnei- der, 1783), Strauch, 1862, = <i>Cistudo europæa</i> (Schnei- der, 1783), Gray, 1831.	Sud de l'Europe, Europe centrale et orientale, sud-ouest de l'Asie, Al- gérie, Maroc.	Braun, 1899, p. 716 ; 1899, p. 631 ; 1901, p. 13, 15, 16, 17, 19, 30. Odhner, 1902, p. 31. Heymann, 1905, p. 95 dans le s.-g. <i>Cercorchis</i> . Goldberger, 1911, p. 37, 38. Barker et Covey, 1911, tableau. K.-I. Skriabine, 1925, p. 287-289.	France.
id.	id.	<i>T. stossichi</i> Goldberger, 1911, p. 37, 38. = <i>T. poirieri</i> , Stossich, 1904, p. 3-5, fig. 2. (nec <i>D. poirieri</i> , Stossich, 1895). K.-I. Skriabine, 1925, p. 287-289.	Sassari (Sardaigne).
id.	id.	<i>T. parvus</i> Braun, 1901, p. 19-20, pl. I, fig. 3. Heymann, 1905, p. 95, s.-g. <i>Cercor- chis</i> . Lühe, 1909, p. 52, g. <i>Cercorchis</i> . Goldberger, 1911, p. 36. Ruszkowski, 1925, p. 175, 185.	Musée de Vienne (Au- triche).
id.	id.	<i>T. solivagus</i> Odhner, 1902. K.-I. Skriabine, 1925, p. 284-288, fig. 2. Massino, 1924, p. 11.	Mokyszyn (Polésie). Schachtachtli (Armé- nie).

POSITION SYSTÉMATIQUE DE L'HÔTE	RÉPARTITION GÉOGRAPHIQUE DE L'HÔTE	RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES PRINCIPALES	LOCALITÉ OU L'HÔTE PARASITÉ A ÉTÉ TROUVÉ
— <i>Emys orbicularis</i> (Lin- né, 1758). Blauf. 1867. = <i>Cistudo lalaria</i> (Schnei- der, 1783), Strauch, 1862, = <i>Cistudo europæa</i> (Schnei- der, 1783), Gray, 1831.	Sud de l'Europe, Europe centrale et orientale, sud-ouest de l'Asie, Af- ganie, Maroc.	= <i>C. sheikounikowi</i> Skriab. et Po- pov., 1924, p. 61 ; 1925, p. 135. Ruszkowski, 1926, p. 329.	Schachtachti (Armé- nie).
— <i>Cistudo carolina</i> (Lin- né).	Est des Etats-Unis.	<i>T. robustus</i> Goldberger, 1911, p. 37, 44-47, pl. VI, fig. 20.	Maryland.
<i>Testudo graeca</i> (Linné).	Balears, Corse, Sardaigne, Sicile, Italie, Dalmatie, péninsule balkanique, archipel grec, Syrie.	<i>T. aculeatus</i> (von Linstow, 1879), p. 338. <i>Monostoma</i> . = <i>T. linstowi</i> (Stossich, 1890), p. 42- 43, pl. XVI, fig. 67-69. <i>Distoma</i> . Looss, 1899, p. 567. Lübe, 1899, p. 528. ; 1900, p. 566 type du s.-g. <i>Cercorchis</i> . Braun, 1899, p. 630, 631, 632 ; 1901, p. 13, 14-17, 19, pl. I, fig. 4 ; 1901, p. 58. Goldberger, 1911, p. 37, 47.	? Trieste.
Superfamille des <i>Pleurodira</i> Famille des <i>Pelomedusidae</i> — <i>Podocnemis expansa</i> (Schweigger), Wagler.	Amérique sud tropicale à l'est des Andes.	<i>T. bifurcus</i> (Braun, 1899), p. 631, <i>Distoma</i> ; Braun, 1901, p. 13, 18-19, 30, fig. 2. Lübe, 1899, p. 529. Goldberger, 1911, p. 37. Viana, 1924, p. 100.	Brésil.

POSITION SYSTÉMATIQUE DE L'HÔTE	RÉPARTITION GÉOGRAPHIQUE DE L'HÔTE	RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES PRINCIPALES	LOCALITÉ OU L'HÔTE PARASITÉ A ÉTÉ TROUVÉ
— Chélonien indéterminé.		<i>T. pleroticus</i> (Braun, 1899), p. 631, <i>Disioma</i> ; Braun, 1901, p. 13, 17-18, fig. 5. Lühe, 1899, p. 529. Goldberger, 1911, p. 37. Viana, 1924, p. 142.	Brésil.
Ophidia Famille des <i>Boidæ</i> — <i>Eunectes murinus</i> (Lin- né), Gray. = <i>Eunectes scytale</i> (L. par- tim Schneider), = <i>Boa anacondo</i> Gmel.	Guyanes, Brésil, nord du Pérou.	<i>T. clava</i> (Diesing, 1850), p. 356; 1855, p. 66, pl. III, fig. 7-8; 1858, p. 339. Lühe, 1899, p. 529, 530, type du g. <i>Telorchis</i> ; 1900, p. 566, type du genre et du s.-g. <i>Telorchis</i> . Goldberger, 1911, p. 37. Viana, 1924, p. 104. = <i>T. anacondæ</i> (G.-A. Mac Callum, 1921), p. 137, 170, 171, 173, fig. 85, dans le g. <i>Plagiorchis</i> par <i>lapsus</i> . Viana, 1924, p. 97, 157, g. <i>Telorchis</i> . Odhner, 1926, p. 6, note 2, = <i>clava</i> Dies.	Brésil. Zoological Park (New- York).
Famille des <i>Colubridæ</i> <i>Aglypha</i> . S.-f. des <i>Colubrinæ</i> — <i>Tropidonotus natrix</i> (Linné), Boie (1).	Europe, Algérie, Asie cen- trale et occidentale.	<i>T. ercolanii</i> (Monticelli, 1893).	

(1) C'est par suite d'une erreur de transcription que j'ai écrit (1924, p. 268, note) que *T. aculeatus* (von Linstow) m'était connu de la couleuvre à collier.

POSITION SYSTÉMATIQUE DE L'HÔTE	RÉPUTATION GÉOGRAPHIQUE DE L'HÔTE	RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES PRINCIPALES	LOCALITÉ OU L'HÔTE PARANTÉ A ÉTÉ TROUVÉ
Famille des Colubridæ <i>Aglapha</i> . S.-f. des <i>Colubrina</i> — <i>Tropidonotus natrix</i> (Linné), Boie.	Europe, Algérie, Asie cen- trale et occidentale.	Braun, 1899, p. 631 ; 1901, p. 13, 15, 16. Looss, 1899, p. 567-568 — <i>D. ercolanii</i> Monticelli. Lüthe, 1899, p. 528, 529, 530 ; 1909, p. 51, 52, fig. 46, dans le genre <i>Cercorchis</i> . Kampmann, 1894, p. 451, 454, 456, 457, 462, pl. XX, fig. 6-9, « <i>Dist.</i> <i>mentulatum</i> Rud ». Volz, 1899, p. 236, 238, Stossich, 1904, p. 4, 5, 6. Goldberger, 1911, p. 37. Stunkard, 1915, p. 61, 63.	Suisse.
— <i>Tropidonotus viperinus</i> (Latreille), Boie.	France, Suisse, Italie, Es- pagne, Portugal, Tunisie, Algérie, Maroc.	<i>T. ercolanii</i> (Monticelli, 1893), p. 40, 42, 43, 83, 86, 95, 98, 102, 187, 188, pl. VI, fig. 67, <i>Distoma</i> . Stossich, 1895, p. 223-224 ; 1904, p. I, 5-6.	Rég. de Naples (Italie). id.
— <i>Tropidonotus tessellatus</i> Wagler.	Caucase, Asie-Mineure, Russie du Sud, Balkans, Autriche, Hongrie, Suis- se, Allemagne sud-ouest, France centrale et méri- dionale, Égypte.	<i>T. ercolanii</i> (Monticelli). G. Mödinger, 1924, p. fig. (1).	Hongrie.

(1) Sous le nom de *Cercorchis nematoides* (Mühling), bien que la figure montre clairement que la poche du cirre est loin d'atteindre postérieurement l'ovaire.

POSITION SYSTÉMATIQUE DE L'HÔTE	RÉPARTITION GÉOGRAPHIQUE DE L'HÔTE	RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES • PRINCIPALES	LOCALITÉ OU L'HÔTE PARASITÉ A ÉTÉ TROUVÉ
— <i>Tropidonotus Grahami</i> Baird et Girard.	Amérique du Nord, du Wisconsin et du Michi- gan à la Louisiane et au Texas, nord du Mexique.	« <i>T. aculeatus</i> von Linstow », Stun- kard, 1915, p. 65, pl. I, fig. 5.	Illinois.
— <i>Zamenis constrictor</i> (Linné), = <i>Coluber flaviventris</i> , Say.	Amérique du Nord et nord du Mexique.	<i>T. clava</i> (Diesing, 1850). Viana, 1924, p. 104.	Brésil.
<i>Opisthoglypha</i> S.-f. des <i>Dipsadomorphidæ</i> — <i>Oxyropus clælia</i> (Dau- din), = <i>Hydroscopus plumbeus</i> (Wied).	Petites-Antilles, Mexique, Amérique centrale et sud tropicale.	<i>T. clava</i> (Diesing, 1850). Viana, 1924, p. 104.	Brésil.
— <i>Oxyropus fasciatus</i> (Fitzinger), = <i>Clælia fasciata</i> Fitz. mss., nom. nud.	Brésil.	<i>T. clava</i> (Diesing, 1850). Viana, 1924, p. 104.	Brésil.
Amphibia. Urodela Famille des <i>Amphiumidæ</i> — <i>Amphiuma means</i> Gar- den.	Amérique du Nord.	<i>T. stunkardi</i> A. Chandler, 1923, p. 3-4, pl. I, fig. 2.	Louisiane.

BIBLIOGRAPHIE

- BAER (J.-G.). — Description of a new genus of *Lepodermatidae* (Trematoda) with a systematic essay on the Family. *Parasitology*, XVI, 1924, p. 22-31, fig. texte 1-2.
- BARKER (F.-D.) et COVEY (G.-W.). — A new species of trematode from the painted terrapin, *Chrysemys marginata* Agassiz, *University Studies, Lincoln, Nebraska*, XI, 1911, p. 193-218, pl. I, fig. 1-8, 1 tableau hors texte.
- *Studies from the zool. laboratory, The University of Nebraska*, N° 106, 1911, p. 1-26, pl. I, fig. 1-8, 1 tableau hors texte.
- BAYLIS (H.-A.). — Records of some parasitic worms from British vertebrates. *Ann. Mag. Nat. Hist.*, ser. 10, I, 1928, p. 329-343.
- BRAUN (M.). — Verzeichniss von Eigenweidewürmer aus Mecklenburg. *Archiv der Freunde der Naturgesch. in Mecklenburg*, XLV, 1891, 2 Abt. p. 97-117.
- Weitere Mittheilungen über endoparasitische Trematoden der Chelonier. *Centralbl. für Bakt. I Abt.*, XXVI, 1899, p. 627-632.
- Trematoden der Chiroptera. *Annalen des K. K. naturhistor. Hofmuseums*, XV, 1900, p. 217-236, pl. X, fig. 1-13.
- [Analyse de : Looss 1899]. *Zoolog. Centralbl.*, VII, 1900, p. 390-401.
- Trematoden der Chelonier. *Mitt. zoolog. Museum Berlin*, II, 1901, p. 1-58, fig. texte 1-2, pl. I-II fig. 1-32.
- Zur Verständigung über die Gültigkeit einiger Namen von Fascioliden-Gattungen. *Zool. Anzeiger*, XXIV, 1901, p. 55-58.
- CHANDLER (A.-C.). — Three new trematodes from *Amphiuma means*. *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXIII, 1923, p. 1-7, pl. 1-2 fig. 1-5.
- DIESING (C.-M.). — *Systema Helminthum*. Vol. I, XIII + 680 p., Vindobonæ, 1850. Vol. II, VI + 588 p. + 3 p. corrig., 1851.
- Neunzehn Arten von Trematoden. *Denkschriften d. k. Akad. d. Wissenschaften. Math.-naturw. Classe X, Abt. 1*, 1855, p. 59-70, pl. I-III.
- Revision der Myzhelminthen. Abteilung : Trematoden. *Sitzungsber. d. k. Akad. d. Wissenschaften. Math. naturwiss. Classe XXXII*, 1858, p. 207-390, pl. I-II.
- DOLLFUS (R.-Ph.). — Sur un distome de *Tropidonotus natrix* (L.) *Bull. soc. zool. de France*, XLIX, 1924, p. 268-276, fig. 1-8.
- ERCOLANI (G.-B.). — Dell'adattamento della specie all'ambiente. Nuove ricerche nella storia genetica dei Trematodi. *Memorie dell'Accademia delle scienze del Instituto di Bologna*, seria 4, II, 1881, p. 239-334, pl. I-III. Tirage à part 98 pages, 3 planches, 1882.
- GOLDBERGER (J.). — On some new parasitic Trematode Worms of the genus *Telorchis*. *Hygienic Laboratory. Bull. n° 71. Treasury Dep. Publ. Health and Marine Hosp. Service of U. S. A.*, Jan. 1911, p. 39-47, 57, 59-61, pl. VI, fig. 19-20.
- GUYÉNOT (E.) et NAVILLE (A.). — *Glugea encyclometra* n. sp. et *G. ghigii* n. sp. parasites de Platodes et leur développement dans l'hôte vertébré (*Tropidonotus natrix* L.). *Revue suisse de zoologie*, XXXI, 1924, p. 75-115, fig. 1-11, pl. II, fig. 1-11, pl. III, fig. 12-17.
- HEYMANN (G.). — Neue Distomen aus Chelonien. *Zool. Jahrb. Abt. System.*, XXII, 1905, p. 81-100, fig. A-B, pl. VI, fig. 1-5.
- HOLSTEIN BECK (VON). — Ueber die Trichuriden in den Gedärmen der Hasen. *Der Naturforscher*, XXI, Stück, Halle, 1785, p. 1-9, pl. I, fig. 1-9.

- KAMPMANN (K.). — Ueber das Vorkommen von Klappenapparaten in den Excretionsorganen der Trematoden. *Revue suisse de zool.*, II, 1894, p. 443-462, pl. XIX, fig. 1-5, pl. XX, fig. 1-23. *Dissertation philosoph. Facult. Univ. Basel.*
- KHALIL (M.). — One Trematode from the Gall Bladder of *Naja bungarus* with an emendment of the Genus *Xenopharynx* Nicoll, 1912, *Journ. of Helminthology*, I, 1922, p. 29-33, fig. 1.
- LAVROV (S.). — Resultate der Untersuchung der Würmer-Fauna des Wolga-Flusses und der Wiesen-Seen bei Saratow. *Arbeiten aus der biolog. Wolga-Station. Saratow*, V, 1908, p. 1-87 + Errat., pl. I-II.
- LINSTOW (O. von). — Helminthologische Untersuchungen. *Jahresheft des Verein für Vaterländ. Naturkunde in Württemberg*, XXXV, 1879, p. 313-342, pl. I, fig. 1-24.
- LOOSS (A.). — Weitere Beiträge zur Kenntnis der Trematoden-Fauna Aegyptens. *Zoolog. Jahrbücher. Abt. Syst.*, XII, 1899, p. 521-784, pl. XXIV-XXXII, fig. 1-90.
- Nachträgliche Bemerkungen zu Namen der von mir vorgeschlagenen Distomiden Gattungen. *Zoologische Anzeiger*, XXIII, 1900, p. 601-608.
 - Natura doceri, eine Erklärung und Begründung einiger Grundsätze, welche mich bei meinem « Versuche einer natürlichen Gliederung des genus *Distomum* Retzius » geteilt haben. *Centralbl. f. Bakt. I Abt.*, XXIX, 1901, p. 191-210.
 - Ueber neue und bekannte Trematoden aus Seeschildkröten. Nebst Erörterungen zur Systematik und Nomenclatur. *Zoolog. Jahrbücher. Syst.*, XVI, 1902, p. 411-894, fig. texte A-B, pl. XXI-XXXII, fig. 1-181.
- LUHE (M.). — Zur Kenntnis einiger Distomen. *Zoolog. Anz.*, XXI, 1899, p. 521-539.
- [Analyse de : Looss 1899]. *Centralbl. für Bakt. I Abt.*, XXVIII, 1900, p. 458-466.
 - Ueber einige Distomen aus Schlangen und Eidechsen. *Centralbl. f. Bakt. Abt. I.*, XXVIII, 1900, p. 555-566.
 - Ueber Hemiuriden (Ein Beitrag zur Systematik der digenetischen Trematoden). *Zool. Anz.*, XXIV, 1901, p. 394-403, fig. 1-2 : et p. 473-488, 1 fig.
 - Ueber Ostpreussens Helminthenfauna. *Schriften der Physik.-ökonom. Gesellschaft zur Königsberg in Pr.*, XLVII, 1906, p. 133-137.
 - Parasitische Plattwürmer. I : Trematodes. *Süßwasserfauna Deutschlands*, Heft 17, IV + 217 p., fig. 1-188.
- MÖDLINGER (G.). — Újabb szivőférges magyarfaunában. *Mat. és Term.-tud. Értesítő*, XLI, 1924. AM. T. Akadém. III. osztálya, 1924, május hó 19-én tartott üléséből, p. 194-197 + 1 p., 1 pl. fig. 1-5.
- MAC CALLUM (G.-A.). — Notes on the genus *Telorchis* and other Trematodes. *Zoopathologica* (N. Y. Zool. Soc.), I, 1918, p. 79-98, fig. 37-51.
- Studies in Helminthology. *Zoopathologica*, I, 1921, p. 137-284, fig. 69-151.
- MASSINO (B.-G.). — Etude des nématodes de l'*Emys orbicularis* de l'Araxe (en russe). *Laboratoire de parasitologie de l'Institut de médecine vétérinaire de Moscou*, 1924, p. 1-2, fig. 1-5.
- MOLIN (R.). — Nuovi myzhelminti raccolti ed esaminati. *Sitzungsberichte der K. Akad. der Wissensch. Math.-Naturw. Classe*, Wien, XXXVII, 1859, p. 818-854, pl. I-III.
- MONTICELLI (F.-S.). — Studi sui Trematodi endoparassiti : Primo contributo di osservazioni sui Distomidi. *Zoolog. Jahrbücher, Suppl.*, III, 1893, 229 p. fig. A-C, pl. I-VIII, fig. 1-137.
- MÜHLING (P.). — Studien aus Ostpreussens Helminthenfauna. Vorläufige Mittheilung. *Zoolog. Anz.*, XXI, 1896, p. 16-24.

- MÜHLING (P.). — Die Helminthen-Fauna der Wirbeltiere Ostpreussens. *Arch. für Naturgeschichte*, LXIV, 1898, p. 1-118, pl. I-IV, fig. 1-28.
- NICOLL (W.). — A reference list of the Trematode parasites of British Reptiles. *Parasitology*, XVI, 1924, p. 329-331.
- ODHNER (T.). *Gymnophallus*, eine neue Gattung von Vogeldistomen. *Centralbl. f. Bakl.*, I, XXVII, 1900, p. 12-13, fig. 1-4.
- Trematoden aus Reptilien nebst allgemeinen systematischen Bemerkungen. *Kongl. Vetenskaps-Akademien Förhandlingar*, 1902, p. 19-46, fig. 1-3.
- Nordostafrikanische Trematoden, grösstenteils von Weissen Nil. *Results of the swedish zoological expedition to the White Nile 1901, under the direction of L. A. Jägerskiöld*, Part IV, Upsala, 1910, p. 1-108, fig. Texte I-XIV, pl. I-VI.
- *Protofasciola* n. g., ein Prototypus des grossen Leberegels. *Arkiv för Zoologi*, XVIII, A, 1926, p. 1-7, fig. 1-2.
- Über Trematoden aus der Schwimmblase. *Arkiv für zoologi*, XIX A, 1927, p. 1-9, fig. 1-2.
- POCHE (F.). — Das system der Platyodaria. *Arch. für Naturgeschichte*, Abt. A, XCI, 1926.
- POIRIER (J.). — Trématodes nouveaux ou peu connus. *Bull. soc. philomat. Paris*, 7^e s., X, 1886, p. 20-40, pl. I-IV.
- PRATT (H.-S.). — Synopses of North American Invertebrates. 12. The Trematodes. Part 2. The *Aspidocotylea* and the *Malacocotylea*, or digenetic forms. *American Naturalist*, XXXVI, 1902, p. 887-910 et 953-958, pl. I-VIII, fig. 1-130.
- RIZZO (A.). — La fauna elmintologica dei rettili nella provincia di Catania. *Archives de Parasitologie*, VI, 1902, p. 26-41, fig. 1-12.
- RUSZKOWSKI (J.-S.). — Materjały do fauny helmintologicznej Polski. Część I, *Sprawozd. Komisji Fizjograf. Polsk. Akad. Umiejętności*, LX, 1925, p. 173-185.
- *Telorchis gabesensis* n. sp. parasite de la tortue africaine *Clemmys leprosa* Schweigg. *Annales de parasitol.*, IV, 1926, p. 327-329, fig. 1.
- SKRIABINE (K.-I.). — Sur les Trématodes d'*Emys orbicularis* L. *Ann. parasitol.*, III, 1925, p. 281-289, fig. 1-2.
- SKRIABINE (K.-I.) et POPOV (N.-P.). — Compte rendu des travaux helminthologiques de l'expédition en Arménie pendant l'année 1923. *Journal russe de médecine tropicale*, I, 1924, p. 58-63.
- Analyse in *Berliner tierärztliche Wochenschrift*, XXXXI, 1925, p. 135-136.
- STAFFORD (Joseph). — Some undescribed Trematodes. *Zoolog. Jahrbücher. Syst.*, XIII, 1900, p. 399-414, pl. XXVI, fig. 1-6.
- Trematodes from canadian vertebrates. *Zool. Anzeiger*, XXVIII, 1905, p. 681-694.
- STILES (Ch.-W.). — A discussion of certain questions of nomenclature as applied to parasites. *Zoolog. Jahrb. System.*, XV, 1901, p. 157-208.
- STILES (Ch.-W.) et HASSALL (A.). — Index-catalogue of medical and veterinary zoology. Subjects: *Trematoda* and Trematode diseases. *Hygienic Laboratory. Bulletin* n° 37, June 1908. Treasury Department Pub. Health and Marine-Hosp. Service of the U. S. — Washington. 401 p.
- STUNKARD (H.-W.). — Notes on the trematode genus *Telorchis* with descriptions of new species. *Journal of Parasitology*, II, 1915, p. 57-66, fig. texte A-B. pl. I, fig. 1-8.
- On some Trematodes from Florida Turtles. *Trans. American Microscop. Soc.*, XLIII, 1924, p. 97-117, pl. I, fig. 1-6, pl. II, fig. 7-11.

- STROSSICH (M.). — Brani di elmintologia tergestina. Serie settima. *Boll. soc. adriat. di scienze nat. in Trieste*, vol. XII, p. 39-46, pl. XV-XVI, fig. 62-73.
- I Distomi dei Rettili. Lavoro monografico. *Boll. soc. adriat. di scienze nat. in Trieste*, XVI, 1895, p. 213-239.
- Alcuni distomi della collezione elmintologica del Museo zoologico di Napoli. *Annuario Mus. zoolog. di Napoli*, N. S., I, 1904, p. 1-14. pl. II, fig. 1-3.
- TRAVASSOS (L.). — Novo tipo de *Telorchinæ*. *Revista Soc. brasileira de Sciencias*, 1918, n° 3, p. 183-187, pl. fig. 1-3.
- Informações sobre a fauna helmintologica de Matto Grosso. *Folha Medica*, III, 1922, p. 187-190. Tirage à part 23 pages.
- VIANA (L.). — Tentativa de catalogação das especies brasileiras de Trematodeos. *Mem. do Instituto Oswaldo Cruz*, XVII, 1924, p. 95-227.
- VOLZ (W.). — Beitrag zur Kenntnis der Schlangendistomeen. *Archiv. für Naturgeschichte*, LXV, 1899, p. 231-240, pl. XX, fig. 1-4.
- WARD (H.-B.). — Parasitic Flatworms. (in Ward and Whipple *Fresh-Water Biology*. Chap. XIII). Trematoda, p. 369-424, fig. 651-729.

Museum National d'Histoire Naturelle de Paris

Laboratoire de M. le Professeur A. Gruvel.

SUR LA CULTURE DU *TREPONEMA HISPANICUM*

Par R. V. TALICE et N. SURRACO

La question de la culture des spirochètes de fièvres récurrentes est déjà ancienne. Depuis les premiers travaux de Levaditi et de Noguchi, la bibliographie est devenue considérable. Aujourd'hui, on sait que les spirochètes parasites du sang peuvent être cultivés en série sur différents milieux.

Dans cet article, nous ne voulons exposer que les résultats de recherches faites sur la culture du *Treponema hispanicum* Sadi de Buen, 1926.

La culture de ce spirochète a été obtenue pour la première fois par Aznar en 1926. Cet auteur a employé le milieu d'Ungermann et et ceux d'Aristowsky et Hœltzer. Aznar a vu des spirochètes vivant jusqu'à 28 jours dans les tubes laissés à la température de 15° à 18°. Il a pu obtenir jusqu'à 8 repiquages. Il ne dit pas si la virulence a été conservée.

Nicolle et Anderson en 1926, dans un travail d'ensemble sur les les virus récurrents pathogènes pour l'homme, consacrent quelques lignes à la culture du *T. hispanicum*. Au total, ils ont pu conserver le virus virulent pendant 15 jours en conditions artificielles, en suivant la technique de W. Aristowsky et Hœltzer.

Lapidari et Sparrow, en 1928, sont arrivés à cultiver dans le milieu d'Ungermann plusieurs spirochètes des fièvres récurrentes, parmi lesquels le *T. hispanicum*. Les auteurs ont « réussi à entretenir des cultures plus riches en employant un bouillon digéré par le suc pancréatique, c'est-à-dire le milieu de Hartley additionné à la fois de sérum de lapin inactivé à 56-58°, de sang frais et d'albumine d'œuf coagulée. Les cultures sur ce milieu ont, en outre, conservé plus longtemps leur vitalité et leur virulence. » Les repiquages réussissent facilement quand la première culture est faite avec du sang d'un animal contenant de très nombreux spirochètes.

Expériences personnelles. — Nous nous sommes servi, dans les premiers essais, du milieu d'Ungermann qui a été considéré par presque tous les auteurs, comme celui qui donne les résultats les plus sûrs. Ce milieu est composé de sérum de lapin au cinquième dans la solution de Ringer. On répartit dans des tubes en verre vert

longs et étroits (1 cent. de diamètre sur 12 de longueur). On inactive au bain-marie à 56° pendant 30 minutes, on recouvre d'une couche d'un centimètre et demi d'huile de vaseline stérile et on conserve à la glacière. Avant de s'en servir, on ajoute dans chaque tube 3 gouttes de sang frais de lapin.

Pour nos premiers ensemcements, nous nous sommes toujours servi de sang de rat ou de cobaye, prélevé par ponction aseptique du cœur et présentant d'abondants spirochètes à l'ultra-microscope. Les tubes ont été conservés à 37°. L'examen des cultures a été fait tous les jours sur des préparations à l'état frais, à l'ultra-microscope et en utilisant toujours le même grossissement.

Les premiers résultats ont été, comme souvent, très irréguliers. On sait en effet « que les spirochètes de la même espèce ensemcés sur le même milieu et dans les mêmes conditions, donnent parfois une culture qui, après un développement très abondant, ne peut être continué dans les repiquages. Il s'agit évidemment ici de l'action d'agents que nous ne connaissons pas encore ». (Lapidari et Sparrow).

Sur ce milieu, nous avons observé dans les premiers jours l'apparition de formes courtes, quelquefois avec 3 spires seulement. En même temps, on observe des formes longues en division transversale, présentant différents aspects. A cette période, on peut voir ces formes longues accolées entre elles, glissant l'une sur l'autre avec toute l'apparence des formes provenant de divisions longitudinales. Les formes les plus longues ont montré jusqu'à 30 tours de spire. Au quatrième jour, on n'observe, en général, que des formes moyennes ayant 6 à 8 tours de spire. Dès les premiers jours et pendant toute l'évolution des cultures, on peut observer quelques formes très fines, soit courtes, soit longues, mais différentes de celles presque exclusivement longues et très nombreuses qui apparaissent dans la période finale des cultures âgées. La présence de ces formes fines, souvent accolées deux à deux, indique une évolution défavorable des cultures. Au contraire, l'apparition des formes longues en division et de formes anguleuses est d'un bon pronostic.

En général, la longévité des cultures nous semble en proportion inverse de sa richesse. En effet, dans des tubes qui montraient une richesse moyenne, les spirochètes vivaient jusqu'à 16 jours, tandis que dans les tubes très riches les spirochètes mouraient après 6 ou 7 jours et les cultures s'arrêtaient brusquement et à l'improviste.

Après les premières tentatives, nous avons réussi à entretenir facilement les cultures par repiquages tous les 3 ou 4 jours. Le 3° ou le 4° jour est précisément le moment du maximum de développement des cultures.

Le milieu d'Illert ne nous a pas donné des résultats aussi constants que celui d'Ungermann. Pour cette raison, nous l'avons abandonné.

La culture des spirochètes des fièvres récurrentes est basée sur quelques principes qu'on peut résumer de la façon suivante :

1° Emploi de milieux faits avec des albumines non dénaturées du sérum inactivé frais, de préférence de lapin.

2° Présence, dans ces milieux, de sang et de morceaux d'organes frais ou de tissus embryonnaires.

3° Une certaine concentration du milieu en ions hydrogène, à laquelle on attribue quelque importance dans la culture des microorganismes en général et des protozoaires en particulier.

4° Anaérobiose obtenue dans les tubes longs et étroits au moyen d'une couche d'huile de vaseline qui recouvre la surface du milieu. Au cours de nos recherches sur la culture du *T. hispanicum*, nous avons analysé chacun de ces principes et déterminé son influence sur la richesse et la longévité des cultures. Voici les résultats de nos observations :

1° Le sérum de lapin nous a donné de très bons résultats. Cependant, il y a toujours certains animaux dont le sérum est beaucoup plus favorable sans qu'on puisse en savoir la raison exacte.

Des expériences comparatives que nous avons faites, il résulte que l'inactivation du sérum n'a aucune influence sur la marche des cultures. Elle est absolument inutile, comme l'ont démontré Kliger et Robertson, pour le *T. recurrentis*. L'addition de parties égales de liquide de Ringer n'est pas non plus nécessaire et ne donne aucun avantage.

2° Ensuite nous avons étudié l'influence du sang frais sur la richesse et la longévité des cultures. Dans ce but, nous avons fait des cultures comparatives en tubes de sérum de lapin additionné ou non de sang frais. Ces recherches nous ont montré que l'addition de sang ne présente aucun avantage, car les tubes qui en contenaient ne montraient ni une plus grande richesse ni une plus forte longévité des spirochètes. Nous ne croyons donc pas que la fibrine du sang exerce une action stabilisante, en empêchant la libération de l'acide carbonique (Kliger et Robertson).

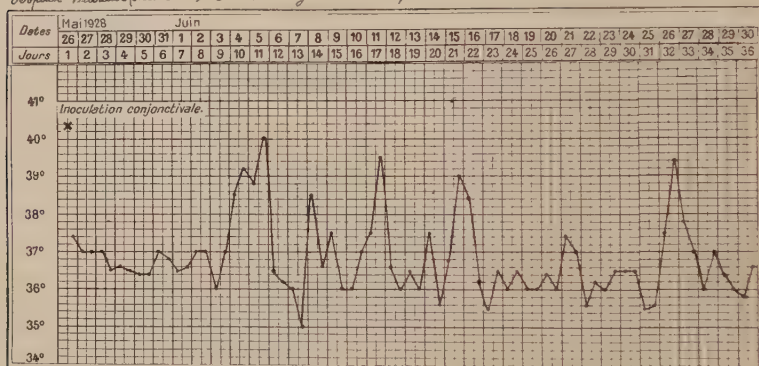
3° Nous ne nions pas le rôle du facteur pH sur les cultures de ces délicats protozoaires, mais, au point de vue pratique, la titration des milieux de cultures n'est pas nécessaire. Les observations faites au début de nos recherches ne nous ont pas démontré une relation évidente entre le pH du milieu et la longévité des cultures.

4° L'anaérobiose est une condition indispensable, comme on l'a démontré depuis longtemps.

Donc, finalement, nous sommes arrivés à entretenir facilement nos cultures en repiquant les spirochètes sur un milieu d'Ungermann très simplifié, c'est-à-dire : sérum pur de lapin en anaérobiose, sans inactiver et sans globules rouges.

Le premier tube de la première souche a étéensemencé avec quelques gouttes de sang du cœur d'un rat fortement infecté, le 31 janvier 1928. En faisant des repiquages tous les 3 ou 4 jours (au total 43 passages), on a gardé les spirochètes en condition artificielle pendant 160 jours. Au mois d'août, la souche a été abandonnée volontairement. La virulence des cultures, comme nous le verrons plus loin, a été parfaitement conservée.

Hôpital "Cardelo" (Montevideo) José P. Diagonal: dévoué préposé. Inoculé une culture de 115 jours (souche A)



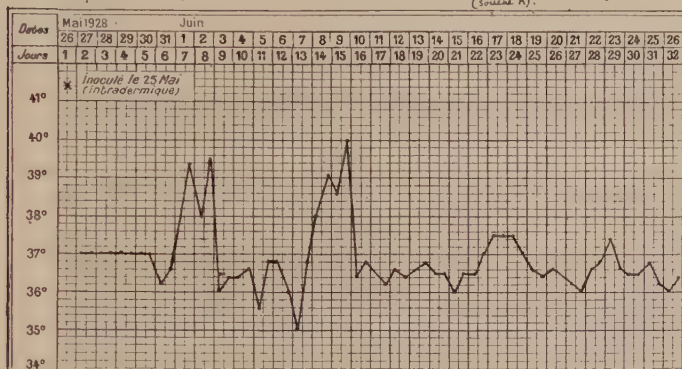
Au mois d'octobre, on a commencé à cultiver une deuxième souche, en employant dès les premiers tubes le milieu simplifié et avec la même technique. Jusqu'à la fin de l'année 1928, les spirochètes vivaient parfaitement *in vitro*. La virulence des cultures est conservée.

Virulence des spirochètes de cultures. — Toutes nos cultures, depuis le 31 janvier jusqu'au 1^{er} décembre 1928, ont montré constamment une parfaite conservation de la virulence des spirochètes, soit pour les animaux, soit pour l'homme. On peut voir dans les tableaux et les courbes ci-joints le résultat des inoculations.

La maladie expérimentale des animaux offre les mêmes caractères que la maladie provoquée par des passages avec du sang de l'animal infecté. La période d'incubation est en général de 3 jours pour la souris, de 4 jours pour le rat.

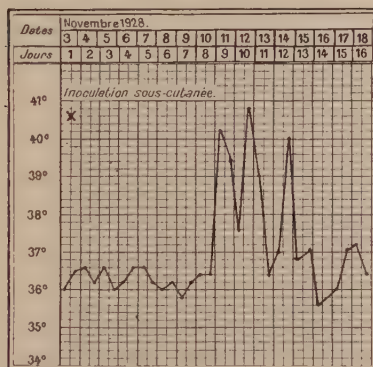
La maladie expérimentale, provoquée chez l'homme par les spirochètes des cultures, offre aussi les caractéristiques de la maladie qu'on obtient par inoculation du sang d'un animal infecté. L'infection a été intense, même avec les spirochètes qui vivaient *in vitro* depuis 155 jours ; le premier accès est toujours fort (voir les

Hôpital Velazco (Montevideo) N. de S. D. (chimpanzé primate). Inoculé avec culture de 115 jours.
(souches A).



Hôpital Velazco (Montevideo) Enquête Oryzopsis

Inoculé avec culture de 70 jours (souches B)



courbes ci-jointes), donc le nombre d'accès est réduit. Mais la période d'incubation, quand on inocule des cultures, est constamment plus longue que dans les cas d'inoculation de sang virulent. Nous avons observé comme chiffre extrême 7 à 11 jours, en moyenne 10 jours.

Remarquons finalement que les inoculations ont été faites par les voies intradermique, sous-cutanée et conjonctivale.

En résumé : les spirochètes de nos cultures se sont montrés constamment virulents pour les animaux et pour l'homme. On a pratiqué l'inoculation de 13 rats, 6 souris et un cobaye à différentes époques et toutes ont donné un résultat positif. D'autre part, on a inoculé 14 malades justiciables de la pyrétothérapie, tous également avec un résultat positif.

RÉSUMÉ

Dans ce travail nous exposons le résultat de recherches faites sur la culture du *Treponema hispanicum* Sadi de Buen, 1926. Nous avons réussi à cultiver facilement ce spirochète dans le milieu d'Ungermann simplifié (sérum pur de lapin non inactivé, non additionné de sang, en anaérobiose, à 37°). Nous avons conservé les spirochètes *in vitro* pendant 160 jours avec 43 passages. La virulence a été parfaitement conservée pour les animaux (20 animaux à différentes époques) et pour l'homme (14 inoculations).

BIBLIOGRAPHIE

- AZNAR (P.). — Algunas investigaciones clinicas y experimentales sobre la fiebre recurrente española. *Archivos del Instituto Nacional de Higiene Alfonso XIII*, V, 1926, p. 121-127.
- BRUMPT (E.). — *Précis de Parasitologie*, 4^e édition, Paris, Masson, 1927.
- Les spirochètes. *Nouveau Traité de Médecine*, Paris, Masson, IV, p. 535-578.
- LAPIDARI (M.) et SPARROW (H.). — Sur la culture des spirochètes des fièvres récurrentes. *Arch. Inst. Pasteur Tunis*, XVII, 1928, p. 191-205.
- NICOLLE (Ch.) et ANDERSON (Ch.). — Etude comparative de quelques virus récurrents pathogènes pour l'homme. *Arch. Inst. Pasteur Tunis*, XVI, 1927, p. 123-206.

Section de Parasitologie de l'Institut d'Hygiène de Montevideo

POUVOIR PATHOGÈNE DES CULTURES
D'ENTAMOEBA DYSENTERIÆ
FAITES EN PRÉSENCE D'AMIDON DE RIZ

Par Jacques SAUTET

L'action pathogène de l'*Entamoeba dysenteriae* semble toujours conservée dans les cultures faites selon la méthode de Bœck et Drbohlav. Les travaux de ces derniers auteurs, ceux de Guérin et Pons, de Kofoïd, de Craig, de Dobell et de bien d'autres, le démontrent. Il n'en est plus de même lorsqu'on modifie cette méthode par l'adjonction d'amidon de riz au liquide de recouvrement des tubes de culture.

En effet, si nous lisons un article de Dobell et Laidlaw, paru en 1926, nous voyons que ces auteurs concluent à la perte du pouvoir pathogène des amibes, dans ce cas : « Although we inoculated 7 kittens intrarectally with cultures containing enormous number of actives and apparently normal amœba we did not succeed in infecting a single kitten. »

La même année, dans une note sur cette question, nous écrivions : « Les cultures d'amibes conservées et enrichies par cette méthode (adjonction d'amidon de riz) ne perdent en rien de leur virulence : c'est ainsi qu'aux vingt-sixième, soixante-dix-huitième et centième passages d'une de ces cultures, nous avons inoculé de petits chats qui sont tous morts et nous avons trouvé à l'autopsie des lésions typiques de dysenterie amibienne, remplies d'amibes hématophages. »

Voilà donc des faits contradictoires, qui conduisent à des conclusions opposées, si on veut généraliser, en parlant de quelques cas. On aurait le droit de le faire, en partie, si l'on parlait de cultures pures. Or, il en est tout différemment, car on inocule au chat des amibes et un nombre considérable de microbes qui jouent peut-être un rôle important dans la production de cette action pathogène.

Depuis le mois de mars 1926, toutes nos cultures d'amibes dysentériques ont été faites avec adjonction d'amidon de riz et des inoculations à de jeunes chats ont été fréquemment effectuées : les résultats de ces inoculations ont été *presque toujours* positifs.

Cependant, avec une souche d'amibes provenant d'un malade suivi depuis longtemps, nous avons eu des cultures n'infectant plus le chat, alors que les selles de ce malade inoculées directement à cet animal l'infectaient à chaque fois.

Voici quelques faits concernant trois souches d'*Entamoeba dysenteriae*, que nous avons cultivées à plusieurs reprises et pour lesquelles nous avons fait des inoculations au chat.

1^o Cas du soldat P.

Observation du malade : le soldat P., contracte en 1926, au Maroc, une dysenterie amibienne typique. Cette dysenterie a résisté depuis ce jour à toute thérapeutique. Le malade présente encore en 1928 des selles nombreuses avec glaires sanglantes, remplies d'amibes hémato-phages.

Nous avons fait de nombreuses cultures en partant des selles de ce malade. Avant chaque nouvel ensemencement, ces selles furent toujours inoculées à de jeunes chats qui contractèrent une dysenterie typique.

Après culture, les amibes furent inoculées de nombreuses fois à de jeunes chats de moins de 500 gr. (sauf un chat de 850 gr. au 26^e passage en 1926). Dans tous ces cas, les chats présentèrent une dysenterie et en moururent en quelques jours. A l'autopsie, on trouva des ulcérations du gros intestin remplies d'amibes dysentériques. Donc, dans le cas de cette souche, des amibes dysentériques, très virulentes pour l'homme, se sont montrées très virulentes pour le chat, même après être restées longtemps en culture en présence d'amidon de riz.

2^o Cas de M. C.

Observation du malade : en 1927, ce malade présentait une dysenterie amibienne, datant de dix-huit mois et contractée aux colonies. Comme dans le cas précédent, cette dysenterie s'est montrée rebelle à toute thérapeutique. Il s'agit donc là encore d'une amibe particulièrement virulente pour l'homme.

Nous avons cultivé ces amibes sur des milieux à l'œuf, en présence d'amidon de riz et nous les avons inoculées au chat.

a. — *Inoculation du chat III* : Ce chat pesant 550 gr. est inoculé suivant la méthode de Drbohlav, avec le contenu de huit tubes de culture très riches en amibes parfaitement mobiles.

L. E. S. 8^e passage : 4 tubes.

L. E. S. 9^e passage : 4 tubes.

Le chat est débouché après 48 heures. On recueille des matières assez molles ne contenant aucune amibe. Les jours suivants, l'examen quotidien des selles ne donne que des résultats négatifs. Les selles, légèrement molles au début, deviennent parfaitement solides au bout du huitième jour. Le onzième jour, on sacrifie l'animal et on pratique son autopsie. Son gros intestin est parfaitement normal, sans épaissement de la muqueuse et sans ulcérations. L'examen, à 37°, du produit obtenu après avoir raclé la muqueuse, ne permet pas de déceler la présence d'amibes.

b. — Inoculation du chat VI : Ce chat de 550 gr. est inoculé comme le précédent avec neuf tubes de cultures riches en amibes et contenant toutes de l'amidon de riz.

L. E. S. 29^e passage : 5 tubes.

L. E. S. 28^e passage : 4 tubes.

Le chat est débouché après quarante-huit heures et on constate que ses selles ne renferment pas d'amibes. Des examens quotidiens de ses matières sont toujours négatifs pendant un mois entier. L'animal est alors sacrifié et son autopsie montre un gros intestin normal, sans amibes.

Voici donc deux chats, qui, inoculés selon la méthode de Drbohlav, avec un matériel très riche en amibes parfaitement mobiles, ne contractent pas une dysenterie, même légère. Leur autopsie ne révèle aucune lésion. Pourtant, les amibes de ce malade, avant leur culture en présence d'amidon de riz, étaient pathogènes pour le chat, comme le prouve l'observation qui suit.

c. — Inoculation du chat IV : Ce chat, pesant 600 gr. est inoculé avec les selles glaireuses et sanglantes du malade C., en même temps que nous faisons une culture en partant de ces selles, remplies d'amibes hématophages. On obture l'anus du chat avec un tampon de coton imbibé de collodion, malheureusement, le tampon est arraché par le chat deux heures après. L'inoculation est donc peu favorable. Cependant, après quarante-huit heures, l'animal présente une diarrhée sanglante avec quelques amibes hématophages. Il s'en suit une dysenterie typique et le chat meurt le seizième jour. L'autopsie permet de constater des lésions du gros intestin ; ce sont des ulcérations remplies d'amibes dysentériques.

Un autre chat (V), inoculé en partant des selles du chat IV,

contracte lui aussi une dysenterie typique dont il meurt en peu de jours.

3^e Cas de Mme S.

Observation de la malade : cette malade âgée de 48 ans a présenté, il y a quelques années, une dysenterie amibienne, contractée en France. Au moment où nous l'avons vue (décembre 1928) elle ne présentait plus que des selles molles. Après purgation avec quarante grammes de sulfat de soude, elle émet des matières liquides contenant de nombreuses amibes mobiles et non hématophages, qui nous servent à inocuer des tubes de culture ; à tous ces milieux, nous ajoutons de l'amidon de riz en poudre.

Inoculation du chat IX : Après trois passages sur L. E. S. et milieux de Dobell au sérum, nous inoculons six tubes à un chat de 550 gr.

L. E. S. 3^e passage : 4 tubes.

Milieu au sérum, 3^e passage : 2 tubes.

Ces tubes étaient peu riches en amibes.

Quelques jours après avoir débouché le chat, on constate la présence d'amibes hématophages dans ses selles. Le chat, sacrifié agonisant, présente un prolapsus du rectum avec de nombreuses ulcérations sur toute la hauteur du gros intestin.

Dans ce cas, l'adjonction d'amidon de riz aux cultures n'a donc en rien atténué la virulence des amibes dysentériques provenant pourtant d'une souche peu virulente pour l'homme.

RÉSUMÉ

Nous signalons trois cas de dysenterie amibienne, dont deux particulièrement graves pour l'homme, puisque résistant à toute thérapeutique (émétine, yatren, arsénicaux, etc.). Des cultures d'amibes dysentériques, faites en partant des selles de ces trois malades, se sont comportées d'une façon différente au point de vue de leur action pathogène pour le chat. Deux souches, dont l'une peu virulente chez l'homme, sont pathogènes pour le chat, auquel elles donnent une dysenterie amibienne mortelle. Une souche, très virulente pour l'homme, perd tout pouvoir pathogène et ne parvient pas à infecter le chat.

L'interprétation de ces faits est très difficile, car l'inoculation a toujours été faite avec des cultures contenant, non seulement des

amibes dysentériques, mais aussi un grand nombre de bactéries dont le rôle n'est certainement pas négligeable.

Aussi il nous semble seulement permis de dire : Les cultures d'*Entamoeba dysenteriae*, en présence d'amidon de riz, perdent dans certains cas tout pouvoir pathogène pour le chat, tandis que dans d'autres elles le conservent intégralement, sans qu'il nous soit possible de connaître les facteurs déterminant la perte ou la conservation de la virulence.

BIBLIOGRAPHIE

- DOBELL (C.) et LAIDLAW (P.). — On the cultivation of *Entamoeba histolytica* and some other entozoic amoebæ. *Parasitology*, XVIII, 1926, p. 283.
- SAUTET (J.). — Action de l'amidon sur les cultures d'amibes. *Ann. Parasit.*, IV, 1926, p. 345.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Paris

REVUES CRITIQUES

LE *TRICHOSPORIUM PEDROSOI* (BRUMPT, 1921)

AGENT DE LA DERMATITE VERRUQUEUSE BRÉSILIENNE

Par Maurice LANGERON

En 1913, le regretté Pedroso isola au Brésil, à São-Paulo, d'un cas de dermatite verruqueuse, un champignon qu'il crut d'abord identique au *Phialophora verrucosa* Thaxter, 1915, trouvé par Medlar et Lane dans des lésions analogues en Amérique du Nord. E. Brumpt étudia sur place ce champignon et reconnut qu'il était différent du *Phialophora* ; il le nomma *Hormodendron pedrosoi*. Ce nom fut publié en 1922, dans la 3^e édition de son *Précis de parasitologie*. Cette découverte présentait le plus grand intérêt, car elle montrait que les lésions de la dermatite verruqueuse sont produites en Amérique du Sud par un champignon très différent de celui qui cause en Amérique du Nord des lésions cliniquement semblables.

F. Terra, M. Torres, O. da Fonseca et A.-E.-A. Leão, reprenant l'étude de ce parasite sur de nouveaux cas, ont retrouvé le champignon découvert par Pedroso et l'ont de nouveau cultivé avec succès. Ils ont pensé qu'il présentait des analogies avec les Dématiées du genre *Acrotheca* Fuckel, sans toutefois indiquer les arguments qui justifiaient pour eux cette attribution.

J'ai eu l'occasion, dans la suite, d'étudier longuement ce champignon sur divers matériaux : cultures et préparations originales rapportées du Brésil par le Prof. Brumpt, cultures de la collection du Prof. Ota, cultures et préparations du Prof. Carini. De cette étude est résultée pour moi la conviction que ce champignon n'est ni un *Hormodendron*, ni un *Cladosporium*, ni un *Acrotheca*, mais qu'il appartient au genre *Trichosporium*.

Ce n'est certainement pas un *Hormodendron* ou un *Cladosporium*, bien qu'à première vue certaines cultures (fig. 2, c) rappellent beaucoup le port et l'aspect de ces deux genres, car on ne trouve pas, dans les chaînes de conidies, les disjoncteurs si volumineux et si caractéristiques qui existent d'ailleurs aussi sur le

sporophore des *Hormodendron* et *Cladosporium*. Il faut donc renoncer à cette attribution, que E. Brumpt et moi-même avions d'abord adoptée.

Mais ce n'est certainement pas non plus un *Acrotheca*. En effet, ce genre a été créé en 1869 par Fuckel pour des champignons parasites de diverses plantes, différant des espèces du genre *Acrothecium* Preuss par leurs spores non cloisonnées. Le type du genre *Acrotheca* avait été décrit en 1851 par Preuss, puis en 1862 par



FIG. 1. — *Acrotheca amæna* (Preuss). D'après Preuss et Lindau.

Sturm, sous le nom de *Gomphinaria amæna*. Les *Acrotheca* (fig. 1) sont caractérisés par le peu de développement du mycelium rampant qui peut même faire défaut. Par contre, le conidiophore est bien individualisé, simple, dressé, ascendant, cloisonné, quelquefois épaissi et foncé à la base, décoloré au sommet. Ce dernier porte un bouquet plus ou moins fourni de conidies ovoïdes, lisses, insérées sur un denticule ou une verrue (fig. 1). Le caractère le plus saillant du genre *Acrotheca* est donc l'opposition très marquée entre la réduction parfois totale du mycelium végétatif et l'importance du conidiophore, toujours très bien différencié. Or il m'a été impossible de retrouver ce caractère dans les cultures de diverses origines, mentionnées plus haut, que j'ai examinées.

Par contre, le parasite de la dermatite verruqueuse brésilienne ressemble beaucoup à d'autres Dématiées amérosporées, pour lesquelles Elias Fries a créé en 1829 le genre *Trichosporium*. Celui-ci est caractérisé par le fait que le conidiophore n'est pas distinct du mycelium végétatif et n'est constitué que par les extré-

mités libres de ce dernier. Ce mycelium est très développé, sous forme de filaments de diamètre uniforme, constituant à la surface des cultures un épais feutrage. Les conidies naissent par groupes à l'extrémité des filaments.

Cette disposition se retrouve aussi chez les *Acrotheca* et c'est cer-



FIG. 2. — *Trichosporium pedrosoi* (Brumpt, 1921). a, b, c, conidiophores des cultures sur gélose glycosée ; e, conidiophore des cultures cellulaires en milieux liquides : prolifération de rameaux portant des conidies terminales et simulant la forme *Hormodendron* ; g, éléments levuriformes au début d'une culture sur gélose glycosée ; h, i, j, éléments levuriformes dans les lésions de la dermatite verruqueuse brésilienne ; a à f, d'après les cultures et les préparations originales du Prof. Brumpt ; g à i, d'après les cultures et les préparations du Prof. Carini.

tainement ce caractère qui a motivé l'attribution adoptée par O. da Fonseca et ses collaborateurs. Mais nous pensons que cette analogie n'est pas suffisante pour compenser les différences que nous avons signalées plus haut dans la structure du mycelium végétatif et dans la nature du conidiophore.

Notre manière de voir a été adoptée par le Prof. Brumpt dans

la 4^e édition de son *Précis de parasitologie* (1927) où le parasite de la dermatite verruqueuse brésilienne est décrit, à la page 1.333, sous le nom de *Trichosporium pedrosoi* (Brumpt, 1913). Nous avons été très heureux d'apprendre tout récemment que notre savant ami le Prof. Ota, était arrivé de son côté à la même conclusion. En effet, dans un travail d'ensemble sur les champignons parasites de l'homme, paru en avril 1928, en japonais, avec résumé en français, Ota range le parasite de la dermatite verruqueuse brésilienne dans le genre *Trichosporium* sous le nom de *T. pedrosianum* (Terra et da Fonseca).

Comme pour tous les genres anciens, les limites du genre *Trichosporium* n'ont pas été tout d'abord exactement définies. Néanmoins, on peut dire qu'il correspond, parmi les Dématiées, en partie à ce que le genre *Sporotrichum* représente pour les Mucédinées, avec cette différence que les conidies sont plus allongées et ne forment manchon qu'à l'extrémité des filaments, au lieu d'en garnir toute l'étendue. Il est bien distinct du genre *Rhinocladium* parce que, chez ce dernier, les conidies sont supportées par un denticule et peuvent naître sur toute la longueur des filaments.

Les fig. *a*, *b* et *c* (fig. 2) montrent l'appareil conidien typique du *Trichosporium pedrosoi*, tel qu'on l'observe en dilacérant les cultures faites sur les milieux usuels. Les conidies allongées naissent à la partie supérieure d'un court conidiophore, constitué par le dernier article d'un filament. Au lieu de terminer un long filament, comme en *b* et *c*, ce conidiophore peut être un rameau latéral très court comme en *a*. Les conidies sont généralement isolées, sessiles, insérées directement sur la paroi du conidiophore, sans pédicelle ni denticule ; elles sont serrées les unes contre les autres, de façon à coiffer l'extrémité du conidiophore d'une sorte de manchon.

Telle est la forme typique, mais fréquemment, surtout dans les cultures en cellules ou en milieux liquides, l'appareil conidien est plus compliqué : l'extrémité du conidiophore porte plusieurs articles qui donnent naissance soit à des conidies, soit à des chaînes d'articles ovoïdes, dont le plus distal est surmonté par les véritables conidies. Cet appareil, ébauché en *b*, est complètement développé en *c*. Ce dernier dessin a été relevé sur une des cultures en cellules faites par le Prof. Brumpt à São-Paulo en 1913. Ce sont ces appareils conidiens qui rappellent ceux des *Hormodendron*, mais qui en diffèrent par l'absence des disjoncteurs. La fig. *f* provient des mêmes cultures sur gélose glycosée que les fig. *a*, *b* et *c*. Ces cultures sont celles qui ont été rapportées du Brésil par le Prof. Brumpt en 1913. On voit en *f* un mycelium ramifié, formé d'éléments ovoïdes très jeunes, dont les cloisons ne sont pas toutes

apparentes : un seul élément terminal porte des conidies. En *d*, on verra un jeune stade analogue, à l'extrémité d'un conidiophore.

Dans certaines cultures, sur gélose glycosée de Sabouraud, on peut voir apparaître, au début du développement, des éléments levuriformes, tels que ceux qui sont représentés en *g*. Ces éléments forment le passage à ceux qu'on rencontre dans les coupes et les frottis des lésions et qui sont figurés en *h*, *i*, *j*. Ces derniers sont isolés ou groupés et formés de gros éléments levuriformes souvent cloisonnés et fortement colorés en brun. C'est la présence de ces éléments qui a fait donner à la maladie, les noms de blastomycose et chromoblastomycose.

La prolifération des éléments issus du conidiophore et la présence de formes bourgeonnantes rapproche singulièrement ces champignons de certains *Sporotrichum*, tels que le *S. carougeau* Langeron, 1922, qui présentent, dans la série des Mucédinées, les mêmes particularités. Ceci confirme ce que nous avons dit plus haut du parallélisme des formes chez les Mucédinées et les Dématées. En étudiant les hyphomycètes en cultures pures, on en trouvera certainement de nouveaux exemples, mais, jusqu'ici, les champignons décrits par les botanistes sont des espèces parasites des plantes ou des saprophytes et ne sont connus que par les formes conidiennes développées sur les supports. Ces formes, transportées sur nos milieux artificiels, généralement trop riches en eau ou en sucre, prennent facilement des formes globuleuses plus ou moins facilement dissociables. Il en est de même pour les champignons acclimatés aux tissus animaux vivants et devenus pathogènes ; dans ce milieu, nouveau pour eux, ils prennent plus ou moins l'aspect de blastomycètes.

Le *Trichosporium pedrosoi* n'est pas la seule espèce de ce genre parasite de l'homme. Pollacci a décrit, en 1922, le *T. mantegazzæ*, isolé de gommages ostéo-périostéo-cutanées du thorax d'une fillette de 13 ans à Pavie (Italie). Ce champignon, qui présente un appareil conidien du type *Trichosporium*, est très vraisemblablement l'agent de la lésion, car celle-ci a été reproduite expérimentalement chez le rat avec rétrocultures positives.

D'après les données qui précèdent, on peut établir comme il suit la synonymie de l'agent de la dermatite verruqueuse brésilienne :

Trichosporium pedrosoi (Brumpt, 1921). — Synonymes : *Hormodendron pedrosoi* (Brumpt, 1921) ; *Acrotheca pedrosoi* (Brumpt, 1921), Terra, Torres, da Fonseca et Leão ; *Trichosporium pedrosianum* (Ota, 1928).

BIBLIOGRAPHIE

- BRUMPT (E.). — *Précis de Parasitologie*, 3^e édition. Paris, Masson, 1921, p. 1105 ; 4^e édition, 1927, p. 1333.
- CARINI (A.). — Sur la dermatite verruqueuse. *Bull. Soc. pathol. exot.*, XVII, 1924, p. 227-233, 1 pl.
- LEAO (A.-E.-A.). — Chromoblastomycose. *Scientia medica*, I, 1923, p. 227-228, 1 pl.
- LINDAU (G.). — Fungi imperfecti. *Rabenhorst's Kryptogamen-Flora, Pilze*, VIII, 1907 et IX, 1910.
- OTA (M.). — Champignons parasites de l'homme (études morphologiques et systématiques). *Japan. Journ. of dermat. and urol.*, XXVIII, 1928, N° 4 (en japonais, résumé en français).
- PEDROSO (A.) et GOMES (J.-M.). — Sobre quatro casos de dermatite verrucosa produzida pela *Phialophora verrucosa*. *Ann. Paulistas de medicina e cir.*, XI, 1920, 11 p., 5 pl.
- TERRA (F.), TORRES (M.), da FONSECA (O.) et LEO (A.-E.-A.). — Novo typo de dermatite verrucosa, mycose por *Acrotheca* com associacão de leishmaniosa. *Brazil-Medico*, XXXVI, II, 1922, p. 363-368.
-

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Paris.

REMARQUES SUR LA CULTURE DES PARASITES DU PALUDISME

Par A. HOROVITZ et J. SAUTET

I. — Historique

Laveran fut le premier à obtenir la conservation des *Plasmodium* pendant plusieurs jours. On lit en effet, dans son *Traité du paludisme*, qu'il a conservé en goutte pendante, pendant 10 jours, du sang de paludéen et qu'il a remarqué pendant ce temps des éléments parasitaires au milieu d'hématies à peine altérées. Mais l'auteur estime ne pas avoir eu de culture, car il lui a été impossible de constater clairement, soit une reproduction, soit même une évolution.

Coronado et Caspar Miller, en 1891 et 1894, disent avoir réussi la culture des *Plasmodium*, mais cette affirmation n'est pas fondée. En 1897, H. Vincent conserve entre lame et lamelle du sang de paludéen, à la température du laboratoire ou à 32°. Au bout de 8 et 22 heures, il constate la présence de parasites dans les leucocytes.

La question en était là quand Bass, puis Bass et Johns en 1912 déclarèrent avoir cultivé les trois espèces de *Plasmodium* du paludisme. Après un certain nombre d'essais ils s'arrêtèrent à une technique assez simple, qui variait suivant que l'on voulait obtenir une seule ou plusieurs générations de parasites. La culture était faite avec du sang défibriné ou citraté porté en anaérobiose à 40° ; la décomplémentation du sérum leur paraissait nécessaire, ainsi que l'adjonction de dextrose. Pour cultiver plus d'une génération, il fallait centrifuger le sang afin d'enlever les leucocytes. Les auteurs indiquent dans leurs publications une foule de détails sur la technique et depuis leur travail, rien d'important n'a été ajouté. C'est une méthode assez délicate et donnant des résultats médiocres comme toutes les autres.

Aussitôt ce travail connu, de nombreux auteurs essayèrent de le vérifier et reproduisirent ces « cultures » avec un succès plus ou moins partiel. Citons les travaux de Sinton en 1912, de J.-G. Thomson et Mac Lellan, de J.-G. Thomson et D. Thomson, de

Ziemann, de Rocha-Lima et Werner, d'Ed. et Et. Sergent, Béguet et Plantier, de Martini, de Lavinder et d'autres en 1913 et 1914. Toutes ces publications apportent (si l'on fait exception pour celle de Sinton) une confirmation des résultats obtenus par Bass et Johns, tout au moins en ce qui concerne la culture d'une seule génération de parasites. Quant aux repiquages, ceux qui ont pu les reproduire, sont rares et les ont obtenus d'une façon exceptionnelle, qu'il importerait de discuter. De toutes ces expériences, il résulte que les points de détail donnés par les premiers auteurs ne sont pas tous absolument nécessaires. C'est ainsi que la température de culture peut être très variable, allant de 25° à 41°. Par contre, tout le monde est unanime à reconnaître qu'il est nécessaire d'ajouter quelques gouttes d'une solution de dextrose au sérum de culture et que le contact de l'air avec le sang parasité est défavorable au développement des hématozoaires. De plus, l'évolution des parasites est toujours intraglobulaire et la culture du *Plasmodium falciparum* est la moins difficile à obtenir. Tous ces auteurs apportent donc bien peu de perfectionnements à la méthode, et leurs travaux viennent confirmer simplement ceux de Bass et Johns.

Par contre, Joukoff en 1913, et Perekropoff en 1914, emploient des méthodes simplifiées et annoncent des résultats étonnants. Alors que tous les autres chercheurs n'obtiennent qu'une évolution asexuée, ils constatent facilement *in vitro* une reproduction sexuée allant jusqu'au stade sporozoïte ! Malheureusement, les figures données semblent bien être des erreurs d'interprétation et leurs expériences ne purent jamais être reproduites avec succès.

En 1917, Row propose une modification de la méthode de Bass permettant l'emploi d'une moins grande quantité de sang, mais la façon d'obtenir l'anaérobiose, dans un tube à étranglement servant à la culture sur pomme de terre, nous semble une difficulté de technique, plutôt qu'une simplification. En 1922, Sinton propose à son tour une modification de la méthode de Row, permettant d'opérer sur une quantité de sang encore plus faible. Cette méthode, plus compliquée que toutes les autres, ne donne pas de meilleurs résultats. Donc, après la découverte de la méthode de Bass, on la modifie, puis comme cela arrive presque toujours, sous prétexte de la simplifier on la complique, aussi, en 1922, a-t-on atteint le maximum de difficultés. C'est seulement alors que l'on s'aperçoit que pour avoir d'aussi médiocres résultats, il n'est nullement besoin de recourir à de telles complications, et que la plupart des précautions, si minutieusement observées jusque-là, ne sont pas nécessaires, en particulier l'anaérobiose. Aussi Row, revenant presque entièrement à la méthode de Bass, publie en 1928 une nouvelle

technique, qui est simple et donne d'aussi bons résultats que les autres.

II. — Technique

Puisqu'avec toutes les méthodes publiées, les résultats sont à peu près identiques, la méthode la plus simple est donc la meilleure. Nous nous sommes arrêtés à une technique qui est celle de Bass, modifiée par Row en 1928. Nous n'y avons apporté que des changements de détail.

A. Matériel :

Il est fort simple et comporte un certain nombre de tubes à essai d'un centimètre de diamètre (dont pour quelques-uns, on aplatit le fond par chauffage) ; une solution de dextrose à 50 p. 100 dans de l'eau distillée; une seringue avec aiguille pour ponction veineuse et une pipette. Le tout doit être rigoureusement stérilisé.

B. Manipulation :

Elle comprend les temps suivants :

1. — Ponction veineuse d'un paludéen en accès : retirer 10 cm³ de sang.

2. — Répartition de quelques gouttes de sang dans des tubes à essai stériles. On défibrine par agitation rapide de ces tubes.

3. — Le reste du sang est réparti dans d'autres tubes en quantité suffisante pour permettre de recueillir le sérum après coagulation (1).

4. — On laisse le tout à la température du laboratoire pendant quelques heures sans inconvénient. Il importe toutefois que cette température ne soit guère inférieure à 18° ou 20° C.

5. — On répartit le sérum du malade à raison d'environ un centimètre cube dans chaque tube à fond plat. On ajoute 1 à 2 gouttes de la solution de dextrose. On ensemece enfin 2 ou 3 gouttes du sang défibriné contenant les hématozoaires. On met alors à l'étuve à 35 ou 38°. On peut même laisser à la température du laboratoire, si elle

(1) On peut se servir aussi, pour la culture, de sérum préalablement recueilli chez un autre homme et ainsi préparer des tubes d'avance avec du dextrose. On ensemece dans ce cas immédiatement après la défibrination du sang du malade et l'on porte à 35° ou 37°. Mais nous recommandons plutôt l'emploi du sérum du malade lui-même.

n'est pas inférieure à 25° ; l'évolution sera seulement moins rapide.

6. — On examine les cultures après 24, 48, 72 heures. Pour cet examen, on se sert d'une pipette effilée, moyennement fine, dont la

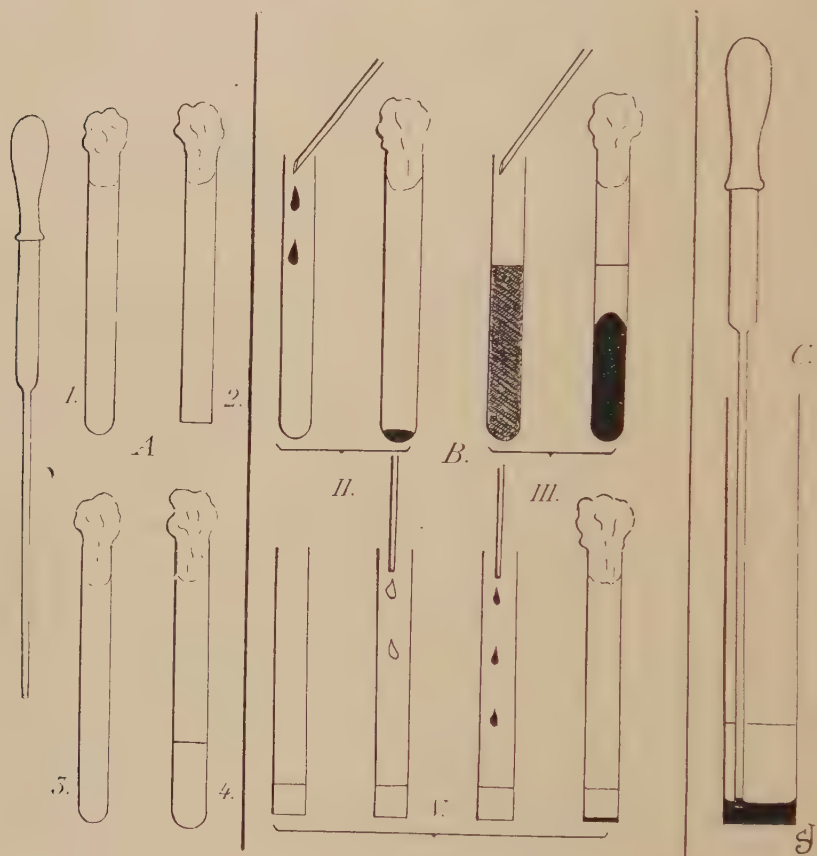


Fig. — A. — Matériel : 1, tube à défibriner le sang ; 2, tube de culture ; 3, tube à coaguler ; 4, solution de dextrose à 50 p. 100. B. — Manipulation : II, III, V, temps 2, 3, 5 du texte. C. — Examen d'un tube de culture : prélèvement à la surface de la couche d'hématies.

section sera bien régulière, de façon à faire un prélèvement très exactement à la surface de la couche de globules rouges. On fait alors des frottis comme pour du sang ordinaire et on les colore par les mêmes méthodes.

On constate que les parasites se trouvent uniquement à la surface de la couche des hématies et qu'il n'y en a jamais dans le sérum.

Il nous semble inutile de décomplémenter le sérum que l'on emploie. Pour que les cultures soient riches, il est nécessaire que le malade ait eu au moins 4 ou 5 accès et que le sang soit prélevé au moment où le malade est en plein accès.

Le sérum laqué est à rejeter, il ne donne que des échecs.

III. — Discussion

Une question se pose. A-t-on une reproduction certaine des parasites avec envahissement de nouvelles hématies ?

Bass et Johns affirment qu'ils ont eu des cultures véritables, tout en reconnaissant les imperfections de leur méthode. Pour eux, les parasites asexués augmentent de volume, se segmentent et donnent naissance à des mérozoïtes, dont beaucoup pénètrent dans de nouvelles hématies. La plupart de leurs expériences ont donné lieu à une ou deux générations. Dans *un cas* ils ont même pu avoir 4 générations. Pour Ziemann, les conclusions sont à peu près identiques, il fait remarquer que le cycle sexué n'existe pas *in vitro*, que les jeunes mérozoïtes ne sont que peu de temps libres et que les parasites d'un globule rouge ne le quittent jamais pour aller en parasiter un autre. Il constate aussi le développement complet des parasites dans les hématies, avec apparition de granulations de Schüffner ou de Maurer, comme dans le sang circulant. Mais il fait remarquer aussi qu'il n'est pas possible de cultiver indéfiniment ces parasites sans revenir au cycle sexué.

Connal et Coghill obtiennent dans *un cas* le développement du *Plasmodium falciparum* jusqu'au début de la troisième génération. Par contre, d'autres auteurs, comme Sinton en 1912, ne constatent aucune augmentation en nombre des parasites. Lavinder en 1913 observe, dans le cas du *Plasmodium falciparum*, l'évolution des schizontes jusqu'aux mérozoïtes, mais il n'a jamais vu de parasites infecter de nouveaux globules rouges. De même Martini en 1914 n'observe qu'une génération. Plus tard Row, après une étude approfondie de la question, conclut à l'impossibilité du repiquage par sa méthode.

Ed. et Et. Sergent, Béguet et Plantier constatent que par la méthode de Bass, on peut avoir l'évolution complète d'une génération de *Plasmodium falciparum*, depuis la forme annulaire jusqu'au stade mérozoïte. Si le prélèvement est fait au stade de jeunes schizontes, on peut avoir *in vitro* l'infection de nouveaux globules rouges par de très jeunes parasites : c'est ce qu'ils observèrent dans

un cas : « Ceux-ci semblent bien être les représentants d'une nouvelle génération. » A part cette unique observation, ils n'ont jamais vu d'évolution portant sur plus d'une génération. Après da Rocha-Lima et Werner, ils signalent un fait de la plus haute importance pour l'interprétation des « cultures » : « A côté de nombreuses formes évoluant nettement, un certain nombre restaient stationnaires plusieurs jours, sans apparence de développement, ni de dégénérescence... La survivance de petites formes pourrait en imposer pour l'apparition de jeunes formes de nouvelles générations, cause d'erreur dont il faut se méfier. »

De toutes ces observations, que devons-nous conclure ?

1. — La plupart des auteurs ne donnent pas le procédé qui leur a permis de mesurer l'accroissement du nombre des parasites ; pourtant cela est important à préciser.

2. — Quand même ils auraient comblé cette lacune, il faut faire remarquer que la technique d'une numération sera toujours très délicate, car la « culture » n'est jamais homogène, les parasites se trouvent rassemblés seulement à la surface de la couche d'hématies et probablement d'une façon irrégulière ; c'est là encore une des causes d'erreur les plus importantes.

3. — A propos de la persistance de formes jeunes sans évolution, leur existence est assez difficile à démontrer d'une façon absolue. En tous cas, ce facteur rend délicate l'interprétation de formes jeunes dans les hématies : est-ce une génération nouvelle ou une partie non évoluée de l'ancienne génération ?

4. — Dans le sang d'un paludéen, il y a toujours une forme prédominant à un stade déterminé, mais il est vrai aussi qu'à côté, avec un peu de patience, on trouve tous les autres stades, bien qu'en moins grand nombre. Ce facteur gêne considérablement l'interprétation des « cultures » dans le cas de plusieurs générations observées.

5. — Presque tous les auteurs sont d'accord pour constater l'évolution complète *in vitro* d'une génération de *Plasmodium* et souvent la formation de gamètes.

6. — Personne n'a observé de reproduction sexuée dans les « cultures ».

7. — Tous ont observé la phagocytose des parasites *in vitro*.

8. — Les cas où plusieurs générations ont été cultivées sont toujours isolés. Par exemple, Bass et Johns citent *un cas* où ils obtinrent 4 générations, mais ils ne donnent pas de détails suffisants sur les raisons qui leur ont permis d'apprécier cette évolution. Depuis 1911, personne n'a obtenu de meilleurs résultats de repiquage que ceux de Bass et Johns, au contraire.

9. — La culture du *Plasmodium falciparum* est la plus facile à obtenir, celle du *Plasmodium malariae* et celle du *Plasmodium vivax* sont par contre plus délicates.

10. — La plupart des auteurs n'insistent pas assez, à notre avis, sur les difficultés qu'ils ont pu rencontrer et les échecs qu'ils ont pu enregistrer. Trop souvent, comme toujours, on ne rapporte avec détails que les cas heureux.

Telles sont les conclusions que l'on peut tirer des différentes publications que nous venons d'analyser. Pour nous, nous avons essayé, en reproduisant ces expériences, de nous faire une opinion et de constater si les « cultures » étaient susceptibles d'avoir une importance en pratique médicale pour la conservation du virus paludéen. L'interprétation des résultats se heurte aux difficultés que nous avons signalées.

Nous avons tenté nos « cultures » en partant du sang de 5 paralytiques généraux, inoculés avec du *Plasmodium vivax*. Nous avons opéré suivant les diverses techniques. Les résultats furent toujours médiocres. Aussi nous nous demandons si nous avons eu des « cultures » vraies avec une reproduction certaine des parasites.

L'examen simple ne nous montre pas une pullulation assez considérable des parasites pour imposer d'emblée l'idée d'une culture, comme dans le cas des cultures d'amibes dysentériques. Aussi avons-nous essayé de faire des numérations. C'est certes un procédé assez mauvais, dont nous avons déjà fait la critique. Les chiffres que nous donnons servent seulement à concrétiser un peu une idée et nous apportons toutes les restrictions voulues sur la valeur qu'on doit leur attribuer.

Nous prendrons comme exemple les chiffres obtenus dans une de nos cultures les plus favorables.

Observation :

X., paralytique général. Sang prélevé par voie intra-veineuse au 5^e accès, au début de cet accès. Défibriné dans de petits tubes à essai, ce sang est réparti en deux portions : l'une, conservée à l'hôpital, est mise immédiatement à 38° dans des tubes de culture, l'autre est emportée à la Faculté de Médecine (1/2 heure de transport) et est laissée à la température du laboratoire pendant 6 heures (octobre 1928) avant d'ensemencer. Toutes ces cultures ont été faites avec le sérum du malade, donc dans les conditions les plus favorables.

Les cultures faites à l'Hôpital, aussitôt après la prise de sang, se sont développées plus vite que celles faites à la Faculté, mais n'ont pas donné de meilleurs résultats.

Voici les résultats obtenus à la Faculté :

CULTURE		PARASITES POUR 100 LEUCOCYTES				
		Rosaces	Mérozoïtes	Schizontes		Gamètes
				jeunes	vieux	
Avant la culture	Sang défibriné	2	15	21		3 ?
Après 24 heures	Bass.....	1		2	108	4 ?
	Row (1917).....	0	0	9	116	4 ?
	Row (1928).....	0	0	0	88	6 ?
	Technique décrite p. 153	0	0	1	102	4 ?
Après 72 heures	Sinton	0	0	0	76	1 ?
	Bass	0	0	0	96	2 ?
	Row (1917).....	0	0	0	114	4 ?
	Row (1928).....	0	0	0	121	?
	Technique décrite p. 153	0	0	0	100	3 ?

Après 72 heures, on ne trouve plus dans toutes ces cultures le parasite typique et bien colorable ; les granulations de Schüffner persistent, mais l'hématie parasitée est altérée ainsi que le *Plasmodium* lui-même.

La lecture de ce tableau nous montre qu'il ne semble pas y avoir eu accroissement de nombre des parasites ; ceux qui ont été mis dans les tubes de culture ont évolué, mais il ne semble pas que de nouvelles hématies se soient infectés, en partant d'une nouvelle génération développée *in vitro*. Nous avons seulement trouvé quelques mérozoïtes en liberté dans le sang, mais il est impossible de savoir ce qu'ils deviennent. Du reste, tous les éléments ont-ils évolué parallèlement ? Il est tout aussi difficile de le savoir, cependant, nous pensons que non, car, dans certaines circonstances peu favorables, nous avons vu des parasites se conserver sans aucune transformation.

Dans les conditions favorables, les hématozoaires évoluent comme dans le sang périphérique. Le stade gamète est souvent atteint.

Donc, dans le cas du *Plasmodium vivax*, nous voyons qu'il n'y a pas de « culture » véritable, puisqu'il n'y a pas une multiplication certaine. C'est plutôt une conservation des parasites, et une conservation trop fugace pour avoir une application pratique quelconque.

Dans le cas des *Plasmodium falciparum* et *malariae*, il semble bien en être de même. De nombreuses et belles préparations, qui

nous ont été aimablement communiquées par le Docteur Row, confirment notre opinion.

Il ne s'agit donc pas, à proprement parler, d'une culture, et même, si les très rares et peu nombreux repiquages obtenus par quelques auteurs sont bien réels, cette méthode n'en aboutit pas moins à un véritable échec et la culture des parasites du paludisme est encore à découvrir.

Ces travaux ont pourtant été utiles, car ils ont permis d'étudier *in vitro* l'évolution sexuée des 3 espèces de *Plasmodium* et de se rendre compte ainsi d'un certain nombre de facteurs l'influençant.

C'est ainsi que la température de culture semble commander le développement, mais il est juste de dire que les conditions d'observation des auteurs sont souvent trop différentes pour qu'on puisse les comparer.

Les réactions sérologiques ont aussi tenté les chercheurs, mais leurs travaux ne sont pas applicables en pratique médicale et sont discutables. De même, le diagnostic du paludisme au moyen des cultures n'est qu'une utopie.

Quant aux études faites sur l'action de la quinine elles sont intéressantes ; malheureusement, les « cultures » ne sont ni assez nettes, ni assez vivaces pour donner une bien grande valeur à ces expériences. Enfin, la simple conservation du virus, qui est la première des qualités d'une culture, est totalement impossible ; en cela, nous en sommes au même point qu'après les premières expériences de Laveran.

BIBLIOGRAPHIE

- BASS (C.-C.). — Successful cultivation of Malarial Plasmodia. *Journ. Amer. Med. Ass.*, LVII, 1911, p. 936.
- Cultivation of Malarial Plasmodia *in vitro*. *Amer. Journ. Trop. Dis.*, I, 1914, p. 546.
- BASS (C.-C.) et JOHNS (F.). — The cultivation of Malarial Plasmodia *in vitro*. *Journ. Exp. Med.*, XVI, 1912, p. 567.
- CHAMBELLAND. — Culture de l'hématozoaire du paludisme. *Presse méd.*, 1919, p. 783.
- CONNAL (A.) et COGHILL (H.). — Bass culture in malaria. *Nigeria Annual report.*, 1915
- CORONADO et MILLER (C.-O.). — *Cronica medico quirurgica de la Habana*. I, 1891.
- JOCKOFF (M.). — Cultures de *Plasmodium præcox* et *malariae*. *C. R. Soc. Biol.*, 1913, p. 136.
- LAVINDER (C.-H.). — A note on the cultivation of Malarial Plasmodia after the method of Bass and Johns. *Journ. Amer. Med. Ass.*, LX, 1913, p. 42.
- LAVERAN (A.). — *Traité du paludisme*, 1893.
- MARTINI (E.). — Ueber die Entwicklung von Malariaparasiten im Basschen Nährboden. *Centralbl. f. Bakter. Orig.*, LXXIII, 1914, p. 250.
- MILLER (C.-O.). — Ueber aseptische Protozoenkulturen. *Centralbl. f. Bakter.*, XVI, 1894, p. 132.

- NÖLLER (W.). — Die Züchtung der parasitischen Protozoen. *Handbuch der pathogenen Protozoen*, III, 1928, p. 1815.
- PEREKROPOFF. — Ueber Kulturen der Plasmodien des tropischen Fieber (Malaria tropica). *Arch. f. Protistenkunde*, XXXV, 1914, p. 139.
- PEWNY (W.). — Ueber Malariakulturen. *Wien. Klin. Woch.*, XL, 1917, p. 1358.
- PITSCHUGIN (P.). — Kultivierungsversuche mit *Plasmodium vivax* nach der Methode von Bass. *Centralbl. f. Bakter. Origin.*, LXXIII, 1914, p. 373.
- Da ROCHA-LIMA (H.) et WERNER (H.). — Ueber die Züchtung von Malariaparasiten nach der Methode von Bass. *Arch. f. Sch. u. Trop. Hyg.*, XVII, 1913, p. 541.
- ROW (R.). — On a simplified technique of Bass's method of cultivating malarial parasites *in vitro*. *Indian Journ. Med. Res.*, IV, 1917, p. 388.
- A simplified technique for culturing malarial parasites aerobically. *Indian Med. Gaz.*, LXIII, 1928, p. 1.
- Observations sur le paludisme et la formation des gamètes de *Plasmodium* en culture. *Bull. Soc. Path. exot.*, XXI, 1928, p. 607.
- SERGENT (Ed.), SERGENT (Et.), BÉGUET (M.) et PLANTIER (A.). — Sur la culture *in vitro* du parasite du paludisme d'après la méthode de Bass. *C. R. Soc. Biol.*, LXXV, 1913, p. 29.
- SINTON (J.). — Some attempts at the cultivation of the malarial parasite by Bass's method. *Ann. Trop. Med. and Paras.*, VI, 1912, p. 371.
- Simplified method for the cultivation of *Plasmodium falciparum in vitro*. *Indian Journ. Med. Res.*, X, 1922, p. 203.
- THOMSON (D.). — A research into the production, life and death of crescent in malignant tertian malaria, in treated and untreated cases, by an enumerative method. *Ann. Trop. med. and Paras.*, V, 1911, p. 57.
- THOMSON (J.-G.). — Experiments on the complement fixation in malaria with antigens prepared from culture of malarial parasites. *Proceedings of the Royal Soc. of Med.*, 1919, XII, p. 39.
- THOMSON (J.-G.) et Mac LELLANS (S.). — The cultivation of one generation of malarial parasites *in vitro* by Bass's method. *Ann. Trop. Med. and Paras.*, VI, 1912, p. 449.
- THOMSON (J.-G.) et THOMSON (D.). — The cultivation of one generation of benign tertian malarial parasites *in vitro* by Bass's method. *Ann. Trop. Med. and Paras.*, VII, 1913, p. 153.
- The growth and sporulation of the benign and malignant tertian malarial parasites in culture tubes and in the human host. *Ann. Trop. Med. and Paras.*, VII, 1913, p. 509.
- VINCENT (H.). — Le processus leucocytaire dans la malaria. *Ann. Inst. Pasteur*, XI, 1897, p. 891.
- ZIEMANN (H.). — Ueber die Basssche Kultur der Malariaparasiten *in vitro*. *Centralbl. f. Bakter. Orig.*, LXVII, 1913, p. 482.
- Ueber die künstliche Weiterentwicklung (*in vitro*) des tertian Malariaparasiten. *Deutsche med. Woch.*, 1913.
- Ueber die Kultur der Malariaparasiten und der Piroplasmen *in vitro*. *Arch. für Sch. u. Trop. Hyg.*, XVII, 1913, p. 361.
- On the culture of malarial parasites and *Piroplasma canis*. *Trans. of Soc. Trop. Med. and Hyg.*, VI, 1913, p. 220.
- Weiteres über die Züchtung des Malariaparasiten und der Piroplasmen *in vitro*. *Arch. f. Sch. u. Trop. Hyg.*, XVIII, 1914, p. 77.

Service du Dr Crouzon à l'Hôpital de la Salpêtrière
et Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Paris

RÉPERTOIRE*

DES ESPÈCES ET DES GENRES NOUVEAUX (1)

Myxophycées

Anabaeniolum longum G. Nadson et N. Krassilnikov. *Oscillariaceæ*. Cæcum. *Cavia cobaya*. Russie. *C. R. Acad. des sc.*, CLXXXVII, 1928, p. 178).

M. LANGERON.

Hyphomycètes

Myceloblastanion gifuense Y. Taniguchi. *Thallosporaceæ*. Peau. Homme. Japon. *Japan. journ. of med. sc., Trans.*, XIII, *Dermat. and Urol.*, I, 1927, p. 92.

Nocardia nicollei Delanoë. *Actinomycetaceæ*. Peau et tissu conjonctif. Homme. Maroc. *Arch. Inst. Pasteur Tunis*, XVII, 1928, p. 257.

Nocardia sanfelicei P. Redaelli. *Actinomycetaceæ*. Syn. : = *Streptothrix* acido-résistant de San Felice, 1921. *Boll. Ist. sieroterap Milanese*, II, févr. 1928, p. 7.

Penicillium bertai Talice et Mackinnon. *Conidiosporaceæ*. Poumon. Homme. Uruguay. *Ann. de parasitologie*, VII, 1929, p. 97.

M. L.

Phycomycètes

Pseudococcidioides da Fonseca. *Chytridiaceæ* (?). Espèce type : *P. mazzai*. 4a Reunion Soc. argentina patol. region. Norte, Santiago del Estero, 1928, *Bull. Inst. clin. quir.*, IV, 1928, p. 495.

Pseudococcidioides mazzai da Fonseca. *Chytridiaceæ* (?). Larynx. Homme. Chaco argentin. 4a Reunion Soc. argentina patol. region. Norte, Santiago del Estero, 1928, *Bull. Inst. clin. quir.*, IV, 1928, p. 495.

M. L.

Protozoaires incertæ sedis

Bartonella nicollei Yakimoff. Sang. *Esox lucius*, Brochet. Lac Pidmozévo, district de Lodeinoé Polé, Gouv. de Leningrad, Russie. *Arch. Inst. Pasteur Tunis*, XVII, 1928, p. 350.

(1) La Direction des *Annales de Parasitologie* prie instamment les auteurs qui décrivent des espèces parasitaires nouvelles de vouloir bien lui adresser leurs travaux, 15, rue de l'Ecole-de-Médecine, à Paris, afin qu'il en soit tenu compte dans le plus court délai. A défaut de tirés à part, on peut envoyer une liste des espèces nouvellement décrites, avec indications bibliographiques,

Bartonella canis Kikuth. Sang. Chien. Allemagne. *Klin. Woch.*, VII, 1928, p. 1729-1730.

Bartonella opossum Regendanz et Kikuth. Sang. Sarigue et Opossum. *Arch. für Schiffs-Trop. Hyg.*, XXXII, 19-8, p. 592.

M. L.

Spirochètes

Treponema podovis L. et P. Blaizot. *Spirochætidæ*. Pied. Mouton, *Ovis aries*. France. *C. R. Acad. des sc.*, CLXXXVII, 1928, p. 911.

Spirochaeta sogdianum C. Nicolle et C. Anderson. *Spirochætidæ*. Tube digestif. *Ornithodoros papillipes*. Boukhara (Turkestan russe). *C. R. Acad. des sc.*, CLXXXVII, 1928, p. 746.

M. L.

Rhizopodes

Hydræmæba Reynolds et Looper. *Amæbidæ*. Espèce type : *H. hydroxena* (Entz.) *Journ. of parasitology*, XV, 1928, p. 23.

Endamæba bradypi Hegner et Schumaker. *Amæbidæ*. Intestin. *Bradypus griseus griseus*. Panama. *Journ. of parasitology*, XV, 1928, p. 32.

M. L.

Sporozoaires

Eimeria ekdysios M. J. Triffitt. *Eimeridæ*. Tube digestif. *Tachypodoiulus niger* (Myriapode). Angleterre. *Protozoology*, n° 4, 1928, p. 94.

Eimeria carinii C. Pinto. *Eimeridæ*. Intestin. *Mus norvegicus*. São Paulo (Brésil). *Boletim biologico*, fasc. 14, 1928, p. 127.

Haemogregarina holmbergi J. B. Mendy. *Haemogregarinidæ*. Sang. *Eunectes notatus*, Cope (Ophidien). Brésil. 4a Reunion Soc. argentina patol. region. Norte, Santiago del Estero, 1928, *Bol. Inst. clin. quir.*, IV, 1928, p. 607.

M. L.

Flagellés

Trypanosoma phylodriasi S. Pessôa. *Trypanosomidæ*. Sang. *Philodryas nattereri* (Ophidien). Brésil. *Boletim biologico*, 1928, fasc. 13, p. 81.

Giardia bradypi Hegner et Schumaker. *Lamblidæ*. Intestin. *Bradypus griseus griseus*. Panama. *Journ. of parasitology*, XV, 1928, p. 34.

Embadomonas bradypi Hegner et Schumaker. *Embadomonadidæ*. Intestin. *Bradypus griseus griseus*. Panama. *Journ. of parasitology*, XV, 1928, p. 34.

Embadomonas caviae Hegner et Schumaker. *Embadomonadidæ*. Intestin. *Cavia cobaya*. Baltimore. *Journ. of parasitology*, XV, 1928, p. 36.

Embadomonas ovis Hegner et Schumaker. *Embadomonadidæ*. Intestin. *Ovis aries*. Baltimore. *Journ. of parasitology*, XV, 1928, p. 37.

Astasia chaetogastris M. et R. Codreanu. Euglénien. Cavité générale. *Chaetogaster diastrophus* Gruith. (Oligochète). Bucarest. C. R. Soc. de biologie, XCIX, 1928, p. 1368.

Eutrichomastix rocha-limai da Cunha et Muniz. *Trichomonadidæ*. Intestin. *Lepus cuniculus*. Brésil. 4a Reunion Soc. argentina patol. region. Norte, Santiago del Estero, 1928, Bol. Inst. clin. quir., IV, 1928, p. 577.

M. L.

Cestodes

Taufikia Woodland. *Anoplocephalinæ*. Espèce type : *T. edmondi*. *Parasitology*, XX, 1928, p. 305.

Taufikia edmondi Woodland. *Anoplocephalinæ*. Intestin. *Gyps rüppelli* (Vulturidé). Soudan. *Parasitology*, XX, 1928, p. 305.

Unciunia sudanea Woodland. *Dilepinidæ*. Intestin. *Numida meleagris*, Pintade (Galliforme). Tonga (Soudan). *Parasitology*, XX, 1928, p. 309.

Progynotaenia flaccida Meggitt. *Acoleidæ*. Intestin. *Recurvirostra avocetta* (Charadriiforme), Egypte (?). *Parasitology*, XX, 1928, p. 315.

Progynotaenia foetida Meggitt. *Acoleidæ*. Intestin. *Ædicnemus crepitans* (Charadriiforme). Egypte (?). *Parasitology*, XX, 1928, p. 316.

Biuterina fallax Meggitt. *Biuterinidæ*. Intestin. *Merops apiaster*, Guépier (Coraciiforme). Marg. *Parasitology*, XX, 1928, p. 316.

Mesocestoides elongatus Meggitt. *Mesocestoididæ*. Intestin. Loup. Egypte (?). *Parasitology*, XX, 1928, p. 317.

Cladotaenia secunda Meggitt, *Tæniidæ*. Hôte inconnu. Egypte. (?) *Parasitology*, XX, 1928, p. 318.

Taenia triserrata Meggitt. *Tæniidæ*. Intestin. *Felis* sp. Paraguay. *Parasitology*, XX, 1928, p. 319.

Tetrabothrius dubius Meggitt. *Tetrabothriidæ*. Hôte inconnu. *Parasitology*, XX, 1928, p. 322.

Crepidobothrium fragile H. E. Essex. *Ichthyotæniidæ*. Intestin. *Ictalurus punctatus* (Poisson). Rock river (Illinois). Amer. Soc. of parasitologists, déc. 1928. *Journ. of parasitology*, XV, 1928, p. 137.

Ophiotaenia elapsoideæ Sandground. *Proteocephalidæ*. Intestin. *Elapsoidea* (*Elaphechis*) *guentheri* Bocage (Reptile). Nyange, montagnes d'Uluguru, Tanganyka. *Proc. Boston. Soc. nat. hist.*, XXXIX, 1928, p. 132.

Ophiotaenia crotaphopeltis Sandground. *Proteocephalidæ*. Intestin. *Crotaphopeltis tornieri* (Werner) (Reptile). Nyange, montagnes d'Uluguru, Tanganyka. *Proc. Boston. Soc. nat. hist.*, XXXIX, 1928, p. 135.

M. L.

Acanthobothrium semnovesiculum Verma. *Onchobothriidæ*. Valvule spirale. *Hypolophus sephen* (Sélaciens). Allahabad (Inde). Allahabad Univers. Studies, IV, 1928, p. 120.

Ichthyotaenia vitellaris Verma. *Ichthyotæniidæ*. Intestin. *Bagarius yarrellii* (Siluridés). Allahabad (Inde). Allahabad Univers. Studies, IV, 1928, p. 133.

Gangesia pseudotropii Verma. *Ichthyotæniidæ*. Duodénum et intestin grêle. *Pseudotropius garua* (Siluridés). Allahabad. *Allahabad Univers. Studies*, IV, 1928, p. 141.

Gangesia agraensis Verma. *Ichthyotæniidæ*. *Ophiocephalus striatus* et *Labeo rohita* (Siluridés). Cours d'eau et lacs de l'Inde. *Allahabad Univers. Studies*, IV, 1928, p. 160.

Ch. JOYEUX.

Trématodes

Distomum xenodontis E.-H. Cordero et E.-G. Vogelsang. *Troglotremidæ* (?). Intestin. *Xenodon merremi* (Ophidiens). Argentine. *Bol. Inst. Clin. quir.*, n° 28-31, 1928, p. 636.

Platynosomum mazzai E.-G. Vogelsang et E.-H. Cordero. *Dicrocæliidæ*. Vésicule biliaire. *Speotyto cunicularia* (*Strigidæ*). Environs de Montevideo. *Bol. Inst. Clin. quir.*, n° 28-31, 1928, p. 617.

Platynosomum furnarii E.-G. Vogelsang et E.-H. Cordero. *Dicrocæliidæ*. Vésicule biliaire. *Furnarius rufus* (Passériformes). Environs de Montevideo. *Bol. Inst. Clin. quir.*, n° 28-31, 1928, p. 618.

Cercaria redicystica Tubangui. Glande génitale. *Ampullaria lagunaensis*. Los Baños (Philippines). *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 38.

Cercaria philippindica Tubangui. Hépatopancreas. *Melania* sp. Los Baños (Philippines). *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 41.

Cercaria melaniasperata Tubangui. Hépatopancreas. *Melania* sp. et *Melania asperata philippinensis*. Los Baños (Philippines). *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 43.

Cercaria maquilongi Tubangui. Hépatopancreas. *Melania* sp. et *Melania asperata philippinensis*. Los Baños (Philippines). *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 45.

Cercaria laguanensis Tubangui. Hépatopancreas. *Ampullaria laguanensis*. Los Baños (Philippines). *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 46.

Cercaria rarissima Tubangui. Hépatopancreas. *Ampullaria laguanensis*. Los Baños (Philippines). *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 47.

Cercaria maitimensis Tubangui. Hépatopancreas. *Ampullaria laguanensis*. Los Baños (Philippines). *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 48.

Cercaria dorsocauda Tubangui. Glande génitale. *Ampullaria laguanensis*. Los Baños (Philippines). *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 49.

Opeælus minimus Tubangui. *Opeælidæ*. Intestin. *Glossogobius giurus* et *G. biocellatus*. *Pristipoma hasta*. Lagune de Bay (Philippines). *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 351.

Metadena microvata Tubangui. Intestin. *Glossogobius giurus*. *G. biocellatus*. *Pristipoma hasta*. Lagune de Bay (Philippines). *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 353.

Azygia pristipomai Tubangui. *Azygiidæ*. Intestin. *Pristipoma hasta*. Lagune de Bay (Philippines). *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 355.

Glyptelmins staffordi Tubangui. *Plagiorchidæ*. Intestin. *Rana vittigera*. Los Baños et Bay (Philippines). *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 355.

Pleurogenes taylori Tubangui. *Pleurogenelidæ*. Intestin. *Rana villigera*. Los Baños et Bay (Philippines). *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 357.

Paradistomum magnum Tubangui. *Dicrocæliidæ*. Vésicule biliaire. *Hemidactylus frenatus*. Los Baños (Philippines). *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 359.

Postorchigenes Tubangui. *Pleurogenetinae*. Espèce type : *P. ovalis*. *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 359.

Postorchigenes ovatus Tubangui. *Pleurogenetinae*. Intestin. *Hemidactylus frenatus*. Los Baños (Philippines). *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 359.

Metorchis caintaensis Tubangui. *Opisthorchiidæ*. Intestin. *Hypotænidia philippensis* (Gruiformes). Cainta (Luçon). *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 361.

Stomylotrema rotunda Tubangui. *Stomylotremineæ*. Intestin. *Hypotænidia philippensis*. Cainta (Luçon). *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 364.

Lecithodendrium luzonicum Tubangui. *Lecithodendriidæ*. Intestin grêle. *Scutophilus temminckii* (Passériformes). Los Baños (Philippines). *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 367.

Platynosomum philippinorum Tubangui. *Dicrocæliidæ*. Intestin grêle. *Scutophilus temminckii* (Passériformes). Los Baños (Philippines). *Philipp. Journ. Sc.*, XXXVI, 1928, p. 367.

Opisthorchis pedicellata Verma. *Opisthorchiidæ*. Vésicule biliaire. *Rita Rita* (= *Rita buchanani* Day) et *Bagarius yarrellii* (Silurides). Gange et Jumna. *Records Indian Mus.*, XXIX (2), 1928, p. 139.

Opisthogonimus megabothrium Pereira. *Lepodermatidæ*. Bouche et œsophage. *Rhadinæa merremii* et *Ophis merremii* (Ophidiens). Institut de Butantan (Brésil). *Boletim biologico*, fasc. 12, 1928, p. 50.

Diplostomum schizothoracis Faust. *Holostomides*. Métacercaires sous-cutanées. *Schizothorax zarudnyi*. Marais du Hamun-i-Helmand (Perse). *Records Indian Mus.*, XXIX (3), 1928, p. 218.

Strigea annandalei Faust. *Strigeidæ*. Métacercaire chez *Nemachilus rupiculus*. Kashmir. *Records Indian Mus.*, XXIX, 1928, p. 220.

Neodiplostomum kashmirianum Faust. *Holostomides*. Métacercaires sous-cutanées chez *Schizothorax curvifrons*, *S. niger*, *Crossochilus latia*. Kashmir. *Records Indian Mus.*, XXIX (3), 1928, p. 221.

Plagiorchis ameiurensis Mc Coy. *Plagiorchidæ*. Intestin. *Ameiurus natalis* (poisson Chat). Trouvé dans la nature et obtenu expérimentalement par ingestion de métacercaires hébergées par des écrevisses. Lac Ramona (Etats-Unis). *Journ. of Parasitology*, XIV, 1928, p. 211.

Cercaria ramonae Mc Coy. *Reniferinæ*. *Physa integra*, *P. anatina*. St-Louis (Etats-Unis). *Journ. of Parasitology*, XIV, 1928, p. 220.

Megalogonia ictaluri E.-W. Surber. *Allocreadidæ*. Muqueuse intestinale. *Ictalurus punctatus*. Minnesota. *Journ. of Parasitology*, XIV, 1928, p. 269.

C. J.

Tetracotyle communis R. C. Hughes. *Strigeidæ* (*Holostomidæ*). Cœur, *Stizostedion canadense griseum* (de Kay) ; orbite, *Percopsis omiscomaycus*

Walbaum et *Calostomus commersonnii* (Lacépède). Lac Erié et Douglas, Michigan. *Trans. amer. micr. Soc.*, XLVII, 1928, p. 415.

Tetracotyle diminuta R. C. Hughes. *Strigeidae* (*Holostomidae*). Cœur. *Perca flavescens*, Wampler Lake, Michigan; *Percopsis omiscomaycus* Walbaum, Douglas Mitchell Lake, Michigan. *Trans. amer. micr. Soc.*, XLVII, 1928, p. 419.

Tetracotyle intermedia R. C. Hughes. *Strigeidae* (*Holostomidae*). Péricarde. *Prosopium quadrilaterale* (Richardson), *Leucichthys artedi* Le Sueur. Lac Huron, St Ignace, Michigan. *Trans. amer. micr. Soc.*, XLVII, 1928, p. 421.

Harmostomum (*Postharmostomum*) *hawaiensis* J. E. Guberlet. *Harmostomidae*. Cæcum. *Gallus domesticus*. Honolulu (Hawaï). *Trans. amer. micr. Soc.*, XLVII, 1928, p. 446.

Agamodistomum la-ruei C. Hughes. *Strigeidae* (*Holostomidae*). Poumon. *Procyon lotor lotor* (Plantigrade). Environs du lac Douglas, Cheboygan County, Michigan. *Parasitology*, XX, 1928, p. 413.

Cercolecithos M. Perkins. *Telorchiniæ*. Espèce type : *C. arrectus* (Molin, 1859). *Parasitology*, XX, 1928, p. 340

Lecithopyge M. Perkins. *Telorchiniæ*. Espèce type : *L. subulatum* M. Perkins. *Parasitology*, XX, 1928, p. 341.

Lecithopyge rastellum subulatum M. Perkins. *Telorchiniæ*. Intestin grêle. *Bufo vulgaris* Laur. Angleterre, Hertfordshire. *Parasitology*, XX, 1928, p. 348.

Lecithopyge rastellum cylindrique M. Perkins. *Telorchiniæ*. Intestin grêle. *Rana temporaria*. France ou Angleterre (Hertfordshire (?)). *Parasitology*, XX, 1928, p. 348.

Cercorchis necturi M. Perkins. *Telorchiniæ*. Intestin grêle. *Necturus maculatus* Raf. (Amphibien). Amérique du nord. *Parasitology*, XX, 1928, p. 344.

Castroia Travassos. *Lecithodendriidae*. Espèce type : *C. silvai*. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXI, 1928, p. 196.

Castroia silvai Travassos. *Lecithodendriidae*. Intestin grêle. *Peropterix canina* Wied (Cheiroptère). Angra dos Reis, Rio de Janeiro. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXI, 1928, p. 196.

Castroia amplicava Travassos *Lecithodendriidae*. Intestin grêle. *Peropterix canina* Wied. (Cheiroptère). Angra dos Reis, Rio de Janeiro. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXI, 1928, p. 197.

Mosesia Travassos. *Lecithodendriidae*. Espèce type : *M. mosesi* (Travassos, 1921) (= *Phaneropsolus mosesi* Travassos, 1921). *Mem. Inst. O. Cruz*, XXI, 1928, p. 195.

Paralecithodendrium liliputianum Travassos. *Lecithodendriidae*. Intestin grêle. *Peropterix canina* Wied. (Cheiroptère). Angra dos Reis. Rio de Janeiro. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXI, 1928, p. 197.

Hemistomum pseudattenuatum G. Dubois. *Holostomidae*. Intestin. *Buteo vulgaris* (Falconide). Suisse. *Bull. Soc. neuchâtelaise sc. nat.*, LII, 1927, p. 33.

Hemistomum pusillum G. Dubois. *Holostomidae*. Intestin. *Mergus mercan-ser* (Palmipède). Suisse. *Bull. Soc. neuchâtelaise sc. nat.*, LII, 1927, p. 36.

Hemistomum glossoides G. Dubois. *Holostomidae*. Intestin. *Colymbus arcticus* (Palmipède). Suisse. *Bull. Soc. neuchâtelaise sc. nat.*, LII, 1927, p. 37.

Hemistomum colymbi G. Dubois. *Holostomidae*. Intestin. *Colymbus arcticus* (Palmipède). Suisse. *Bull. Soc. neuchâteloise sc. nat.*, LII, 1927, p. 40.

Petasisger neocomense O. Fuhrmann. *Echinostomidae*. Tube digestif. *Podiceps cristatus*, Grèbe (Palmipède). Lac de Neuchâtel (Suisse). *Bull. Soc. neuchâteloise sc. nat.*, LII, 1927, p. 1.

Hyptiasmus magniproles G. Witenberg. *Cyclocælidæ*. Orbite. *Himantopus candidus* (Echassier). Palestine, embouchure du Jourdain. *Ann. and Magaz. nat. hist.*, (10), II, 1928, p. 410.

Hyptiasmus theodori G. Witenberg. *Cyclocælidæ*. Orbite. *Dafila acuta*. Palestine, embouchure du Jourdain. *Ann. and Magaz. nat. hist.*, (10), II, 1928, p. 412.

Neascus wardi W. S. Hunter. *Strigeidae* (*Holostomidae*). *Lepomis cyanellus* (Rafinesque) (Poisson). Urbana (Illinois). *Journ. of parasitology*, XV, 1928, p. 104.

Cercaria floridensis O. R. Mc Coy. *Cerithium litteratum*. Tortugas (Floride). Larve d'un *Acanthochasmus*. *Amer. Soc. of parasitologists*, déc. 1928, *Journ. of parasitology*, XV, 1928, p. 141.

Stomatrema J. E. Guberlet. *Plagiorchidae*. Espèce type : *S. pusilla*. *Journ. of helminthology*, VI, 1928, p. 205.

Stomatrema pusilla J. E. Guberlet. *Plagiorchidae*. Bouche. *Francia abacura* (Reptile). Floride (autopsie au jardin zoologique de Londres). *Journ. of helminthology*, VI, 1928, p. 205.

Vitellotrema J. E. Guberlet. *Halipegidae*. Espèce type : *V. fusipora*. *Journ. of helminthology*, VI, 1928, p. 211.

Vitellotrema fusipora J. E. Guberlet. *Halipegidae*. Estomac. *Francia abacura* (Reptile). Floride (autopsie au jardin zoologique de Londres). *Journ. of helminthology*, VI, 1928, p. 211.

M. LANGERON.

Nématodes

Hepaticola muris Y. Uneyama. *Trichinellidae*. Estomac. Rat blanc. Japon. *Ctrlbl. für Bakt., Orig.*, CIX, 1928, p. 55.

Oslerus cynopitheci H. Vogel. *Spiruridae*. Poumon. *Cynopithecus maurus*. *Ctrlbl. für Bakt., Orig.*, CIX, 1928, p. 431.

Oslerus felis H. Vogel. *Spiruridae*. Poumon. *Felis pardalis*. Amérique du Sud. *Ctrlbl. für Bakt., Orig.*, CIX, 1928, p. 435.

Syngamus tenuispiculum H.-W. Manter et H. E. Pinto. *Stephanurinae*. Trachée. *Planesticus migratorius migratorius* (Passereaux). Nebraska. *Trans. Amer. micr. Soc.*, XLVII, 1928, p. 454.

Crenosoma taiga Skrjabin et Petrow. *Metastrongylidae*. Bronches. *Kolonocus sibiricus* Pall. Sibérie. *Parasitology*, XX, 1928, p. 332.

Syphacia pearsei Baylis. *Oxyuridae*. Cæcum. *Heliosciurus isabellinus*. Ase (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 282.

Syphacia nigeriana Baylis. *Oxyuridae*. Intestin. *Taterillus gracilis angelus*, Kano (Nigeria); *Taterona kempfi*, Ibadan (Nigeria); *Praomys tullbergi*, Adu (Nigeria); *Mastomys erythroleucus*, Ife (Nigeria); (?) *Lemniscomys striatus*. Adu (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 283.

Parastrongylus tateronae Baylis. *Metastrongylidæ*. Estomac. *Talerona kemp*i. Ibadan (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 284.

Obeliscoides nigeriae Baylis. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Cricetomys emini*. Adu (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 285.

Heligmonella moanigi Baylis. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Praomys tullbergi*. Adu (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 286.

Heligmonella affinis Baylis. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Mastomys erythroleucus*. Adu, Oyo (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 287.

Heligmonella impudica Baylis. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Talerona kemp*i, Ibadan (Nigeria); *Lemniscomys striatus*, Adu, Oyo (Nigeria); *Arvicanthus mordax*, Kano (Nigeria); ? *Arvicanthis rufinus*, Ibadan (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 287.

Heligmonella gracilis Baylis. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Leggada musculoides*. Ibadan (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 288.

Heligmonella streptocerca Baylis. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Funisciurus anerythrus*. Okoya, Olorishako, Ife, Onitiri (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 288.

Heligmonella trifurcata Baylis. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Funisciurus anerythrus*. Adu, Okoya (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 289.

Heligmonella intermedia Baylis. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Lemniscomys striatus*. Adu, Ibadan (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 290.

Heligmonina Baylis. *Trichostrongylidæ*. Espèce type : *H. praomyos*. *Parasitology*, XX, 1928, p. 291.

Heligmonina praomyos Baylis. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Praomys tullbergi*, ? *Malacomys edwardesi*. Adu (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 292.

Heligmonina cricetomyos Baylis. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Cricetomys emini*. Adu, Ife (Nigeria); *C. buchanani*, Kano (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 292.

Heligmonina aenomyos Baylis. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Aenomys hypoxanthus*. Ife (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 293.

Heligmonina magna Baylis. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Proloxerus stangeri nigeriae*. Ife (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 294.

Heligmonoides Baylis. *Trichostrongylidæ*. Espèce type : *H. murina*. *Parasitology*, XX, 1928, p. 294.

Heligmonoides murina Baylis. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Leggada musculoides*, Adu, Ibadan (Nigeria); *Mus musculus*. Adu (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 294.

Dirofilaria genettae Baylis. *Filariidæ*. Tissu conjonctif (?). *Genetta tigrina pardina*. Okoya (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 295.

Physaloptera aduensis Baylis. *Spiruridæ*. Estomac et intestin. *Hybomys univittatus*. Adu (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 300.

Rictularia taterilli Baylis. *Spiruridæ*. Estomac et intestin. *Taterillus gracilis angelus*. Kano (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 301.

Capillaria pearsi Baylis. *Trichinellidæ*. Intestin. *Praomys tullbergi*, *Funisciurus auriculatus olivae*. Adu (Nigeria). *Parasitology*, XX, 1928, p. 303.

Agamospirura melanopli J.-R. Christie. *Spiruridæ*. Cavité générale. *Melanoplus femurrubrum* (Orthoptère). *Journ. of parasitology*, XV, 1928, p. 127.

Aplectana loveridgei Sandground. *Oxyuridæ*. Intestin. *Bdellophis villatus*. Boulenger (Amphibien). Amani, montagnes d'Usambara, Tanganyka. *Proc. Boston Soc. nat. hist.*, XXXIX, 1928, p. 140.

Physaloptera amaniensis Sandground. *Spiruridæ*. Intestin. *Agama mossambica* Peters (Reptile). Amani, montagnes d'Usambara, Tanganyka. *Proc. Boston Soc. nat. hist.*, XXXIX, 1928, p. 141.

Physaloptera ortleppi Sandground. *Spiruridæ*. Intestin. *Chamæleo dilepis dilepis* Leach (Reptile). Dodoma, Tanganyka. *Proc. Boston Soc. nat. hist.*, XXXIX, 1928, p. 143.

Setaria loveridgei Sandground. *Filariidæ*. Pêritoine ?. *Procvia brucei prittwitzi* (Brauer) (Rongeur). *Proc. Boston Soc. nat. hist.*, XXXIX, 1928, p. 145.

Acanthoxyurus Sandground. *Oxyuridæ*. Espèce type : *A. anomaluri*. *Proc. Boston Soc. nat. hist.*, XXXIX, 1928, p. 147.

Acanthoxyurus anomaluri Sandground. *Oxyuridæ*. Intestin. *Anomalurus orientalis* Peters (Rongeur). Vituri, montagnes d'Uluguru, Tanganyka. *Proc. Boston Soc. nat. hist.*, XXXIX, 1928, p. 147.

Rictularia tani Hœppli. *Spiruridæ*. Intestin. *Epimys norvegicus*. Amoy (Chine). *Ctrlbl. für Bakt. Orig.*, CX, 1929, p. 75.

Eucoleus baskakowi R.-E. Schulz. *Trichinellidæ*. Trachée et œsophage. *Citellus musicus planicola* Satun. St. Schachty (Caucase). *Ctrlbl. für Bakt., Orig.*, CX, 1929, p. 78.

Viannaia talpae D. O. Morgan. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Talpa europæa*. Angleterre. *Journ. of helminthology*, VI, 1928, p. 202.

Rictularia elegans L. Travassos. *Spiruridæ*. Intestin. *Eumusospes perolis* Wied. (Cheiroptères). Engenheiro Gomide, Etat de St-Paul, Brésil. *Boletim biologico*, fasc. 14, 1928, p. 136.

M. L.

Crustacés

Loxothylacus H. Boschma. *Sacculinidæ*. Espèce type : *L. corculum* (Kossmann). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXIII, 1928, n° 2726, p. 6.

Drepanorchis occidentalis H. Boschma. *Sacculinidæ*. *Mithrax forceps* (A. Milne-Edw.) (Crust. brachyure). Deadman's Bay (Floride). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXIII, n° 2726, 1928, p. 4.

R.-Ph. DOLLFUS.

Lingatulidés

Bdokus ichthyus Holl. *Linguatulidæ*. *Ameirus natalis*, *Eupotomis gibbosus*. Gibsonville, Caroline du Nord. *Journ. of parasit.*, XV, 1928, p. 63.

H. GALLIARD.

Anoploures

Myrsidea subdissimilis S. Uchida. *Menoponidæ*. Surface du corps. *Cyanoptila cyanomelana* (Temminck) (Passériforme). Préfecture de Nagano (Japon). *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 6.

Myrsidea ishizawai S. Uchida. *Menoponidæ*. Surface du corps. *Oreocincla dauma aurea* (Hollander) (Passériforme). Subashiri, Mt. Fuji (Japon). *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 9.

Myrsidea takayamai S. Uchida. *Menoponidæ*. Surface du corps. *Pericrocotus cinereus cinereus* Lafresnaye (Passériformes). Préfecture de Nagano (Japon). *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 11.

Myrsidea cyanopicae S. Uchida. *Menoponidæ*. Surface du corps. *Cyanopica cyanus japonica* (Parrot) (Passériforme). Préfecture de Nagano (Japon). *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 14.

Menacanthus micropteri S. Uchida. *Menoponidæ*. Surface du corps. *Microscelis amaurotis* (Temminck) (Passériforme). Niishima Id. (Japon). *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 19.

Menacanthus nogoma S. Uchida. *Menoponidæ*. Surface du corps. *Calliope calliope calliope* (Pallas) (Passériforme). Préfecture de Nagano (Japon). *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 20.

Menacanthus takayamai S. Uchida. *Menoponidæ*. Surface du corps. *Horornis cantans cantans* (Temminck et Schlegel) (Passériforme). Préfecture de Nagano (Japon). *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 23.

Menacanthus subspinosus S. Uchida. *Menoponidæ*. Surface du corps. *Passer rutilans rutilans* (Temminck) (Passériforme). Préfecture de Nagano (Japon). *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 25.

Kurodaia S. Uchida. *Menoponidæ*. Espèce type : *K. haliæti* (Denny). *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 50.

Ferrisia S. Uchida. *Menoponidæ*. Espèce type : *F. turbinatum* (Denny). *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 43.

Ferrisia minor S. Uchida. *Menoponidæ*. Surface du corps. *Diomedea albatrus* Pallas (Procellariiformes). Préfecture de Chiba (Japon). *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 45.

Cuculiphilus S. Uchida. *Menoponidæ*. Espèce type : *C. fasciatus* (Scopoli). *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 47.

Cuculiphilus fasciatus hototogisu S. Uchida. *Menoponidæ*. Surface du corps. *Cuculus intermedius intermedius* Vahl. (Cuculiformes). Préfecture de Nagano (Japon). *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 48.

Cuculiphilus coromandus S. Uchida. *Menoponidæ*. Surface du corps. *Entomothera coromanda major* (Temminck et Schlegel) (Coraciiformes). Préfecture de Nagano (Japon). *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 49.

Ricinus serratus magnus S. Uchida. *Ricinidæ*. Surface du corps. *Alda arvensis intermedia* Swinhoe (Passériforme). Rivière Didô (Corée). *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 52.

Ricinus medius S. Uchida. Nom. nov. pro *Physostomum intermedium* Uchida, 1915. *Ricinidæ*. Surface du corps. *Periparus ater insularis* (Hell-

mayr) et *Pœcile atricapilla restrictus* (Hellmayr) (Passériforme). Préfecture de Nagano (Japon). *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 54.

Neumannia S. Uchida. *Menoponidæ*. Espèce type : *N. okadai* S. Uchida. *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 27.

Neumannia okadai S. Uchida. *Menoponidæ*. Surface du corps. *Rollulus roulroul* (Scopoli) (Ralliforme), environs de Kobé ; *Pavo muticus* (Galliforme), Tokyo. *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 28.

Eomenacanthus S. Uchida. *Menoponidæ*. Espèce type : *E. biseriatum* (Piaget). *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 30.

Takamatsuia S. Uchida. *Menoponidæ*. Espèce type : *T. major* Uchida. *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 32.

Takamatsuia major S. Uchida. *Menoponidæ*. Surface du corps. *Hirundapus caudacutus caudacutus* (Latham) (Coraciiforme). Préfecture de Nagano (Japon). *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 32.

Colpocephalum tamamurensis S. Uchida. *Menoponidæ*. Surface du corps. *Nycticorax nycticorax* (L.) (Ardéiforme) et *Columba livia domestica* Gmelin (Columbiforme). Environs de Tokyo. *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 38.

Colpocephalum gallinulae S. Uchida. *Menoponidæ*. Surface du corps. *Gallinula chloropus parvifrons* Blyth (Ralliformes). Environs de Tokyo. *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 40.

Colpocephalum horii S. Uchida. *Menoponidæ*. Surface du corps. *Gallinago* sp. (Charadriiforme). Préfecture de Kagoshima (Japon). *Journ. College agric. Imp. Univ. Tokyo*, IX, 1926, p. 42.

R. Ph. DOLLFUS.

Trichodectes ovalis Bedford. *Trichodectidæ*. *Pœcilogale albinucha*. Transvaal. 13th, 14th Rep. veter. educ. and res., II, Pretoria, 1928, p. 841.

Trichodectes calogaleus Bedford. *Trichodectidæ*. *Calogale cauii*. Transvaal. 13th, 14th Rep. veter. educ. and res., II, Pretoria, 1928, p. 842.

Trichodectes cynictis Bedford. *Trichodectidæ*. *Cynictis penicillata*. Transvaal. 13th, 14th Rep. veter. educ. and res., II, Pretoria, 1928, p. 844.

Trichodectes sternatus Bedford. *Trichodectidæ*. *Procavia capensis*. Afrique du Sud. 13th, 14th Rep. veter. educ. and res., II, Pretoria, 1928, p. 845.

Trichodectes emarginatus Bedford. *Trichodectidæ*. *Heterohyrax ruddi*. Transvaal. 13th, 14th Rep. veter. educ. and res., II, Pretoria, 1928, p. 845.

Trichodectes robertsi Bedford. *Trichodectidæ*. *Heterohyrax ruddi*. Transvaal. 13th, 14th Rep. veter. educ. and res., II, Pretoria, 1928, p. 846.

Trichodectes oculus Bedford. *Trichodectidæ*. *Heterohyrax ruddi*. Transvaal. 13th, 14th Rep. veter. educ. and res., II, Pretoria, 1928, p. 847.

Damalinia theileri Bedford. *Trichodectidæ*. *Gorgon taurinus*. Transvaal. 13th, 14th Rep. veter. educ. and res., II, Pretoria, 1928, p. 849.

H. GALLIARD.

Hémiptères

Cimex furnarii Cordero et Vogelsang. *Cimicidæ*. *Furnarius rufus* Gm. Uruguay. *Bol. del Inst. de Clin. Quir.*, IV, 1928, p. 672.

Cimex passerinus Cordero et Vogelsang. *Cimicidæ*. *Passer domesticus*. Montevideo. *Bol. del Inst. de Clin. Quir.*, IV, 1928, p. 674.

H. G.

Diptères

Cutex chaqueuse Petrocchi. *Culicidæ*. République Argentine. *Rev. Inst. bact. Buenos-Aires*, IV, 1927, p. 725 (1).

Culex fusco Petrocchi. *Culicidæ*. République Argentine. *Rev. Inst. bact. Buenos-Aires*, IV, 1927, p. 725 (1).

Culex salteno Petrocchi. *Culicidæ*. République Argentine. *Rev. Inst. bact. Buenos-Aires*, IV, 1927, p. 725 (1).

Culex florense Petrocchi. *Culicidæ*. République Argentine. *Rev. Inst. bact. Buenos-Aires*, IV, 1927, p. 725 (1).

Psorophora dyari Petrocchi. *Culicidæ*. République Argentine. (= *Psorophora purpurascens* Edwards, 1922). *Rev. Inst. bact. Buenos-Aires*, IV, 1927, p. 725.

Psorophora alboaurata Petrocchi. *Culicidæ*. République Argentine. (= *P. varinervis* Edwards, 1922). *Rev. Inst. bact. Buenos-Aires*, IV, 1927, p. 725.

Megarhinus neivai Petrocchi. *Culicidæ*. République Argentine. *Rev. Inst. bact. Buenos-Aires*, IV, 1927, p. 725 (1).

Uranotaenia argentina Petrocchi. *Culicidæ*. République Argentine. (= *U. natalia* F. Lynch Arrib., 1891). *Rev. Inst. bact. Buenos-Aires*, IV, 1927, p. 725.

Sabethes neivai Petrocchi. *Culicidæ*. Santa Clara, Jujuy (Rép. Argentine). *Rev. del Inst. Bacter.*, IV, 1927, p. 725.

Wyeomyia (Dyarina) lateralis Petrocchi. *Culicidæ*. Zapla, Jujuy (Rép. Argentine). *Rev. del Inst. Bacter.*, IV, 1927, p. 726.

Wyeomyia (Dyarina) mülhensi Shannon et del Ponte. *Culicidæ*. Chaco (Rép. Argentine). *Rev. del Inst. Bacter.*, IV, 1927, p. 727.

Psorophora (Janthinosoma) bruchi Petrocchi. *Culicidæ*. Prov. de Buenos-Aires. *Rev. del Inst. Bacter.*, IV, 1927, p. 728.

Phlebotomus sordellii Shannon et del Ponte. *Psychodidæ*. Resistencia, Chaco (Rép. Argentine). *Rev. del Inst. Bacter.*, IV, 1927, p. 730.

Leptoconops petrocchiai Shannon et del Ponte. *Ceratopogonidæ*. Rio Tapia, la Posta, Prov. de Tucuman (Rép. Argentine). *Rev. del Inst. Bacter.*, IV, 1927, p. 734.

Simulium jujuyense Paterson et Shannon. *Simulidæ*. Zapla, Jujuy (Rép. Argentine). *Rev. del Inst. Bacter.*, IV, 1927.

(1) Ces quatre espèces sont jusqu'ici des *nomina nuda*, les descriptions annoncées n'ayant pas encore été publiées, à notre connaissance.

Simulium delpontei Paterson et Shannon. *Simulidæ*. Embarcacion, Salta; Zopla et Ledesma, Jujuy (Rép. Argentine). *Rev. del Inst. Bacter.*, IV, 1927, p. 742.

Anopheles fluminensis Root. *Culicidæ*. Brésil. *Amer. jour. of Hyg.* VII, 1927, p. 599-605.

Anopheles (Nyssorhynchus) perezi Shannon et Del Ponte. *Culicidæ*. Argentine. *Rev. del Inst. Bacter.*, V, 1927, p. 56.

Haemagogus uriaartei Shannon et Del Ponte. *Culicidæ*. Argentine. *Rev. del Inst. Bacter.*, V, 1927, p. 68.

Ædes (Ochlerotatus) patersoni Shannon et Del Ponte. *Culicidæ*. Argentine. *Rev. del Inst. Bacter.*, V, 1927, p. 73.

Ædes (Taeniorhynchus) araozi Shannon et Del Ponte. *Culicidæ*. Argentine. *Rev. del Inst. Bacter.*, V, 1927, p. 74.

Uranotaenia urania Shannon et Del Ponte. *Culicidæ*. Argentine. *Rev. del Inst. Bacter.*, V, 1927, p. 83.

Uranotaenia monilis Shannon et Del Ponte. *Culicidæ*. Argentine. *Rev. del Inst. Bacter.*, V, 1927, p. 84.

Uranotaenia capitis Shannon et Del Ponte. *Culicidæ*. Argentine. *Rev. del Inst. Bacter.*, V, 1927, p. 85.

Limatus exhibitor Shannon et Del Ponte. *Culicidæ*. Argentine. *Rev. del Inst. Bacter.*, V, 1927, p. 92.

Miamiya petrocchiai Shannon et Del Ponte. *Culicidæ*. Argentine. *Rev. del Inst. Bacter.*, V, 1927, p. 94.

Dendromyia (Calladimyia ?) typharum Shannon et Del Ponte. *Culicidæ*. Argentine. *Rev. del Inst. Bacter.*, V, 1927, p. 96.

Ædes (Skusea) punctissimus Barraud. *Culicidæ*. Karwar, Indes. *Ind. journ. of med. res.*, XVI, 1928, p. 360.

Ædes (Ædes) cautus Barraud. *Culicidæ*, Indes. *Ind. journ. of med. res.* XVI, 1928, p. 368.

Ædes (Ædes) vallistris Barraud. *Culicidæ*. Assam. *Ind. journ. of med. res.*, XVI, 1928, p. 369.

Ædes (Ædes) rami Barraud. *Culicidæ*. Assam. *Ind. journ. of med. res.*, XVI, 1928, p. 370.

Ædes (Ædes) hirsutipleura Barraud. *Culicidæ*. Assam. *Ind. journ. of med. res.*, XVI, 1928, p. 370.

Ædes (Ædes) atrius Barraud. *Culicidæ*. Assam. *Ind. journ. of med. res.*, XVI, 1928, p. 371.

Ædes (Ædes) lugubris Barraud. *Culicidæ*. Iles Andaman; Rangoon. *Ind. journ. of med. res.*, XVI, 1928, p. 372.

Ædes (Ædes) sigmoides Barraud. *Culicidæ*. Iles Andaman. *Ind. journ. of med. res.*, XVI, 1928, p. 373.

Neodohrniphora wasmanni Borgmeier. *Phoridæ*. *Atta sexdens*. Brésil. *Bolet. biol.*, fasc. 14, 1928, p. 121.

Apocephalus attophilus Borgmeier. *Phoridæ*. *Atta sexdens*. Brésil. *Bolet. biol.*, fasc. 14, 1928, p. 122.

Apocephalus rionegrensis Borgmeier. *Phoridæ*. *Acromyrmex subterraneus*. Brésil. *Bolet. biol.*, fasc. 14, 1928, p. 122.

Apoccephalus dubitatus Borgmeier. *Phoridæ*. Brésil. *Acromyrmex subterraneus*. Brésil. *Bolet. biol.*, fasc. 14, 1928, p. 122.

Myrmosicarius Borgmeier. *Phoridæ*. Espèce type : *M. gracilipes* Borgmeier. *Bolet. biol.*, fasc. 14, 1928, p. 122.

Myrmosicarius gracilipes Borgmeier. *Phoridæ*. *Acromyrmex subterraneus*. Brésil. *Bolet. biol.*, fasc. 14, 1928, p. 123.

Myrmosicarius crudelis Borgmeier. *Phoridæ*. *Atta sexdens* Brésil. *Bolet. biol.*, fasc. 14, 1928, p. 123.

Myrmosicarius catharinensis Borgmeier. *Phoridæ*. *Acromyrmex* sp. Brésil. *Bolet. biol.*, fasc. 14, 1928, p. 124.

Myrmosicarius grandicornis Borgmeier. *Phoridæ*. Brésil. *Bolet. biol.*, fasc. 14, 1928, p. 124.

Myrmosicarius tarsipennis Borgmeier. *Phoridæ*. *Acromyrmex muticinus*. Brésil. *Bolet. biol.*, fasc. 14, 1928, p. 124.

Myrmosicarius cuspidatus Borgmeier. *Phoridæ*. *Acromyrmex muticinus*. Brésil. *Bolet. biol.*, fasc. 14, 1928, p. 124.

Forcipomyia obesa da Costa Lima. *Ceratopogoninæ*. Phasme. Brésil. *Mem. Inst. O. Cruz, suppl.* n° 3, 1928, p. 84.

H. G.

Eusimulium inaequalis Paterson et Shannon. *Simulidæ*. Quebrada de Lules, Tucuman, République Argentine. *Rev. Inst. bact. Buenos-Aires*, IV, 1927, p. 739.

Eusimulium lahillei Paterson et Shannon. *Simulidæ*. Quebrada San Lorenzo, Salta, République Argentine. *Rev. Inst. bact. Buenos-Aires*, IV, 1927, p. 740.

Phlebotomus clydei Sinton. *Psychodidæ*. Waziristan, Inde anglaise. *Indian Journ. med. res.*, XVI, 1928, p. 179.

M. LANGERON.

Phlebotomus (Lutziomyia) gaminarai Cordero, Vogelsang et Cossio. *Psychodidæ*. Uruguay. *Bol. del Inst. de Clin. Quir.*, IV, 1928, p. 649.

Phlebotomus taianensis Patton et Hindle. *Psychodidæ*. Chine du Nord. *Proc. of the Roy. Soc.*, B, CII, 1928, p. 533.

H. GALLIARD.

Hyménoptères

Apanteles agamemnonis Wilkinson. *Braconidæ*. *Papilio agamemnon* L. Kuala Lampur, Malaisie. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 81.

Apanteles obliquæ Wilkinson. *Braconidæ*. *Diacrisia obliquæ confusæ* Bull. Madras, Inde. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 82.

Apanteles erionotæ Wilkinson. *Braconidæ*. *Erionota thrax*. Malacca et Sumatra. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 83.

Apanteles aristolochiæ Wilkinson. *Braconidæ*. *Papilio aristolochiæ*. Peradeniya, Ceylan. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 84.

- Apanteles badgleyi* Wilkinson. *Braconidæ*. Assam. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 85.
- Apanteles lamprosemae* Wilkinson. *Braconidæ*. *Lamprosema diemenalis*. Kuala Lampur, Malacca. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 88.
- Apanteles puera* Wilkinson. *Braconidæ*. *Hyblæa puera*. Bengale, Inde. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 89.
- Apanteles lamborni* Wilkinson. *Braconidæ*. Malaisie. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 90.
- Apanteles phytometrae* Wilkinson. *Braconidæ*. *Phytometra chalcites* et *P. signata*. Iles Samoa et Sumatra. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 91.
- Apanteles corbeti* Wilkinson. *Braconidæ*. Kuala Lampur, Malacca. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 91.
- Apanteles taylori* Wilkinson. *Braconidæ*. *Arlona albicilæ*. Java. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 93.
- Apanteles ruidus* Wilkinson. *Braconidæ*. *Pyrausta machaeralis*. Inde. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 95.
- Apanteles cheesmanae* Wilkinson. *Braconidæ*. Tahiti. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 101.
- Apanteles anthelæ* Wilkinson. *Braconidæ*. *Anthela ocellata*. Victoria, Australie. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 102.
- Apanteles effrenus* Wilkinson. *Braconidæ*. Inde. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 103.
- Apanteles hypsyla* Wilkinson. *Braconidæ*. *Hypsyla robusta*. Inde. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 104.
- Apanteles taeniaticornis* Wilkinson. *Braconidæ*. Java. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 109.
- Apanteles detrectans* Wilkinson. *Braconidæ*. Pusa, Inde. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 110.
- Apanteles cajani* Wilkinson. *Braconidæ*. Pusa, Inde. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 111.
- Apanteles calycinae* Wilkinson. *Braconidæ*. Inde. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 113.
- Apanteles hyblæae* Wilkinson. *Braconidæ*. *Hyblæa sanguinea*, *H. puera*. Java et Samoa. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 114.
- Apanteles araceri* Wilkinson. *Braconidæ*. *Aracerus fasciculatus*. Java. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 118.
- Apanteles importunus* Wilkinson. *Braconidæ*. *Nephopteryx* sp. Inde. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 120.
- Apanteles machaeralis* Wilkinson. *Braconidæ*. *Pyrausta machaeralis*. Inde. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 123.
- Apanteles hemitheae* Wilkinson. *Braconidæ*. *Hemithea costipunctata*. Malacca. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 124.
- Apanteles hyposidrae* Wilkinson. *Braconidæ*. *Hyposidra* sp. Java. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 125.
- Apanteles mendanae* Wilkinson. *Braconidæ*. Marquises. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 126.
- Apanteles caniae* Wilkinson. *Braconidæ*. *Cania bilinea*. Java. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 126.

Apanteles heterusiae Wilkinson. *Braconidæ*. *Heterusia cingala*. Ceylan. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 127.

Apanteles bambusae Wilkinson. *Braconidæ*. *Cosmopteryx bambusæ*. Inde. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 129.

Apanteles platyedrae Wilkinson. *Braconidæ*. *Platyedra gossypiella*, *Decadarchis heterogramma*. Fiji. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 133.

Apanteles hasorae Wilkinson. *Braconidæ*. *Hasora mixta*. Java. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 133.

Apanteles inquisitor Wilkinson. *Braconidæ*. *Lamprosema diemenalis*. Malacca. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 134.

Nemeritis palmaris Wilkinson. *Braconidæ*. *Tirathaba rufivena*. Malacca. *Bull. of entom. res.*, XIX, 1928, p. 201.

Apanteles tirathabae Wilkinson. *Braconidæ*. *Tirathaba rufivena*. Malacca. *Bull. of entom. res.*, XIX, p. 202.

Pseudotelenomus da Costa Lima. Espèce type : *P. pachycoris* da Costa Lima. *C. R. Soc. biol.*, XCIX, 1928, p. 880.

Pseudotelenomus pachycoris da Costa Lima. *Pachycoris torridus* Scop. Brésil. *C. R. Soc. biol.*, XCIX, 1928, p. 880.

Carabunia Waterston. *Chalcididæ*. Espèce type : *C. myersi*. *Bull. entom. res.*, XIX, 1928, p. 249.

Carabunia myersi Waterston. *Chalcididæ*. *Clastoptera* sp. Cuba. *Bull. entom. res.*, XIX, 1928, p. 249.

Henicospilus euxoae Wilkinson. *Ichneumonidæ*. *Euxoa segetum*. Rhodesia (Afrique du Sud). *Bull. entom. res.*, XIX, 1928, p. 261.

Fornicia ceylonica Wilkinson. *Braconidæ*. *Natada nararia*. Ceylan. *Bull. entom. res.*, XIX, p. 262.

Apanteles fabiae Wilkinson. *Braconidæ*. *Fabia* sp. Inde. *Bull. entom. res.*, XIX, 1928, p. 264.

Amicroplus tasmanicus Wilkinson. *Braconidæ*. *Agrolis* sp. Tasmanie. *Bull. entom. res.*, XIX, 1928, p. 265.

Zelomorpha sudanensis Gahan. *Braconidæ*. Hôte inconnu. Soudan. *Bull. entom. res.*, XIX, 1928, p. 255.

Brachymeria sesamiae Gahan. *Chalcididæ*. *Sesamia crelica*. Khartoum (Soudan). *Bull. entom. res.*, XIX, 1928, p. 256.

Pleurotropis furvum Gahan. *Eulophidæ*. *Sesamia crelica*. Khartoum (Soudan). *Bull. entom. res.*, XIX, 1928, p. 257.

H. G.